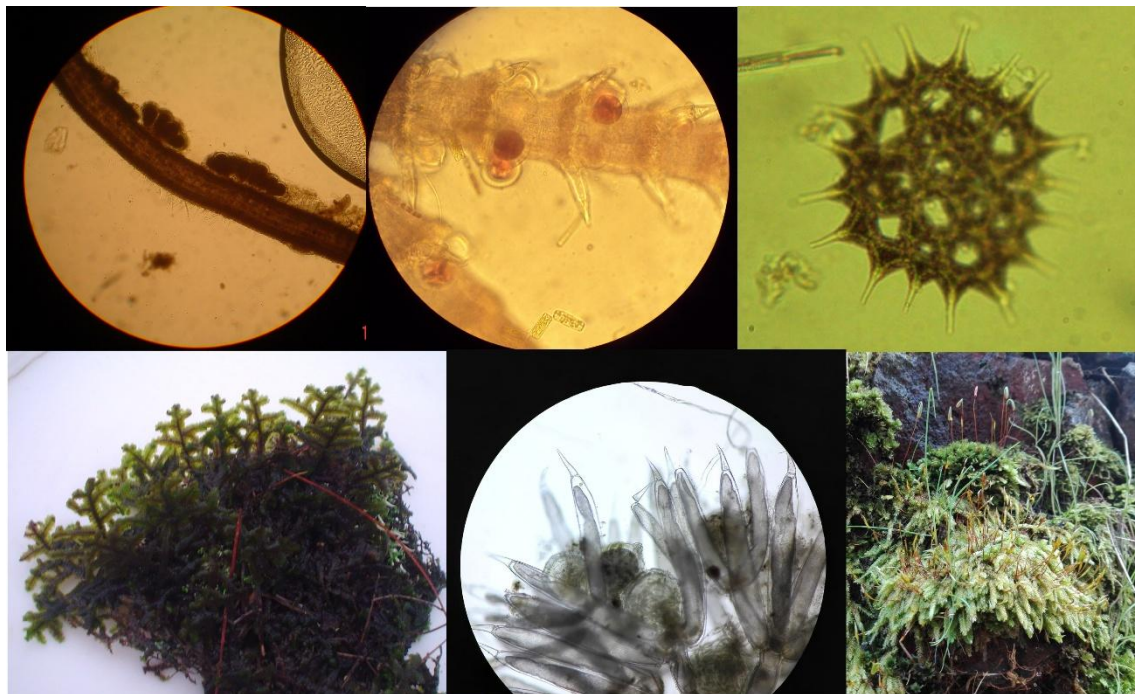




**UNIVERSIDAD MICHOACANA
DE SAN NICOLÁS DE
HIDALGO
FACULTAD DE BIOLOGÍA**



MANUAL DE PRÁCTICAS DE LABORATORIO
(Corregido y aumentado)



(Macroalgas y Briofitas)

**JOSÉ GERARDO ALEJANDRO CEBALLOS CORONA
REYNA ALVARADO VILLANUEVA
RUBÉN HERNÁNDEZ MORALES
SANDY FABIOLA ANDRADE HERNÁNDEZ
VIOLETA RANGEL OSORNIO**

MORELIA, MICHOACÁN, AGOSTO DEL 2026

©2026

**Se prohíbe la publicación de este manual
fuera de la página oficial de la Facultad de Biología de la
Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo (<http://bios.biologia.umich.mx/>)**

C O N T E N I D O

	páginas
1. INTRODUCCIÓN	1
PRÁCTICA 1. RECONOCIMIENTO DE LAS CARACTERÍSTICAS GENERALES DE LAS ALGAS PARDAS Y EL REINO PLANTAE	2
PRÁCTICA 2. CITOLOGÍA Y MORFOLOGÍA DE MACROALGAS	12
2.1. LAS ALGAS PARDAS (OCHROPHYTA: PHAEOPHYCEAE)	30
PRÁCTICA 3. CITOLOGÍA Y MORFOLOGÍA DE RHODOPHYTA (ALGAS ROJAS)	43
PRÁCTICA 4. CITOLOGÍA Y MORFOLOGÍA DE CHLOROPHYTA (ALGAS VERDES CLOROFÍCEAS)	61
PRÁCTICA 5. CITOLOGÍA Y MORFOLOGÍA DE CHAROPHYTA (ALGAS VERDES ZIGNEMATOFÍCEAS Y CAROFÍCEAS)	77
PRÁCTICA 6. CITOLOGÍA Y MORFOLOGÍA DE MARCHANTIOPHYTA (HEPÁTICAS)	87
PRÁCTICA 7. CITOLOGÍA Y MORFOLOGÍA DE BRYOPHYTA (MUSGOS)	96
PRÁCTICA 8. CITOLOGÍA Y MORFOLOGÍA DE ANTHOCEROTOPHYTA (ANTOCEROTAS)	115
BIBLIOGRAFÍA	121

INTRODUCCIÓN

En el Reino Plantae, se ubican a todos aquellos organismos unicelulares, multicelulares y pluricelulares capaces de realizar fotosíntesis, que presentan pared celular principalmente de composición celulósica y sus cloroplastos se originaron del mismo linaje endosimbiótico. Los vegetales de este grupo se clasifican en plantas no vasculares y vasculares, de éstas corresponden a la materia de Macroalgas y Briofitas el estudio de las no vasculares (algas rojas, verdes y las briofitas), además de las algas pardas pertenecientes al Reino Chromista: phylum Ochrophyta, las cuales presentan una complejidad morfológica semejante a la de las plantas superiores.

Tomando en cuenta su morfología, las algas se consideran como un grupo artificial, de tal manera que se les considera un grupo filofenético. Mientras que en el contexto evolutivo las briofitas integran un segundo grupo que tiene su origen en algas verdes, estas presentan tejido poco diferenciado, sin xilema ni floema, no presentan raíces, tallos y hojas verdaderas, su cuerpo vegetativo está formado de estructuras sencillas con células que no llegan a constituir un verdadero tejido por lo cual se le denomina talo. Hoy en día se sabe que este es un grupo parafilético, sin que exista consenso respecto a las relaciones dentro del mismo por algunas controversias filogenéticas.

La estructura del presente manual pretende proporcionar al estudiante una guía tanto teórica como práctica, abordando dos aspectos básicos: a) la caracterización citológica y morfológica de los grupos no vasculares del Reino Plantae y las algas pardas y b) las técnicas de colecta que permiten obtener los ejemplares de algas y briofitas con las características necesarias para poder trabajarse en laboratorio. Por otro lado, se pretende proporcionar al estudiante una herramienta que le permita abordar la materia mediante la implementación de un proyecto de investigación, para lo cual se les suministran los elementos básicos para adentrarse a la experiencia de la investigación científica mediante el uso del método científico y el protocolo de investigación propuesto por la Facultad de Biología de la UMSNH.

Un reconocimiento a las Doctoras Ángela Catalina Mendoza González, Luz Elena Mateo Cid y la Q.B.P. Laura Huerta Muzquiz (QEDP) de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas del IPN, así como a la M.C. María del Rosario Ortega Murillo por su valiosa asesoría y formación del personal que elaboramos el presente manual.

PRÁCTICA 1

RECONOCIMIENTO DE LAS CARACTERÍSTICAS GENERALES DE LAS ALGAS PARDAS Y EL REINO PLANTAE

1. Introducción

1.1. Características del Reino Plantae y las algas pardas

En sentido amplio las algas pardas y el Reino Plantae comparten algunas características, principalmente con respecto a la organización celular y morfológica, son organismos eucariotas multicelulares y pluricelulares autótrofos, las células presentan pared celular y cloroplastos, su máxima expresión son los tejidos con una alta dominancia funcional, sin embargo, el grupo de las algas pardas no pertenecen al Reino Plantae, ya que están ampliamente relacionadas por el origen de los plastos con el grupo de los protistas dentro del Reino Chromista (Cavalier-Smith 2013)

El tipo de nutrición es autótrofa, implica la obtención de energía a partir de la luz solar, que es captada por la clorofila en el proceso de la fotosíntesis, convirtiendo el dióxido de carbono y el agua en azúcares, siendo estos últimos utilizados como fuente de energía para realizar todas sus actividades metabólicas y reproductivas. Complementario a esto requieren de nutrientes esenciales (nitratos, nitritos, fosfatos, etc.), para formar proteínas y otras moléculas que requieren para sobrevivir. Las características que comparten se presentan a continuación:

- a) Pigmentos fotosintéticos primarios como la clorofila *a*, aun cuando también existe la *b* y *c*, estas últimas necesariamente utilizan la vía de la clorofila *a*.
- b) Pigmentos fotosintéticos secundarios, entre los que se encuentran los carotenos, de estos el β -caroteno es el principal y el cual es compartido tanto por las plantas no vasculares y las algas pardas, así como las vasculares.
- c) Otro grupo importante de pigmentos accesorios son las xantofilas, de ellas destacan la zeaxantina y luteína presentes en ambos grupos del Reino Plantae y la violaxantina, que comparten con las algas pardas.
- d) La sustancia de reserva que presentan las células vegetales y las algas pardas es un polisacárido derivado de la glucosa, el almidón verdadero en las plantas y laminarina en las algas pardas, y en ocasiones grasas y aceites.

Citológicamente las plantas y las algas pardas comparten características como la pared celular formada por dos fases, la fibrilar donde se encuentra la celulosa, que es un polisacárido cuyas moléculas son cadenas lineales de glucosa (unidas por enlaces β 1-4) cuyos componentes pueden alcanzar 4 μm de longitud y la amorfa formada por hemicelulosas, polisacáridos no celulósicos (xilano, glucano, galactano, manano, fructano), y compuestos pépticos y glucoproteínas (Fig. 1)

Los cloroplastos, en las plantas el origen es por endosimbiosis primaria y en las algas pardas de endosimbiosis secundaria. La vacuola, que para las células vegetales es grande incluso abarcando el 90 % del espacio citoplasmático. Los pirenoides o gránulos de almidón o sus derivados, así como cromoplastos y leucoplastos, entre otros (Fig. 2)

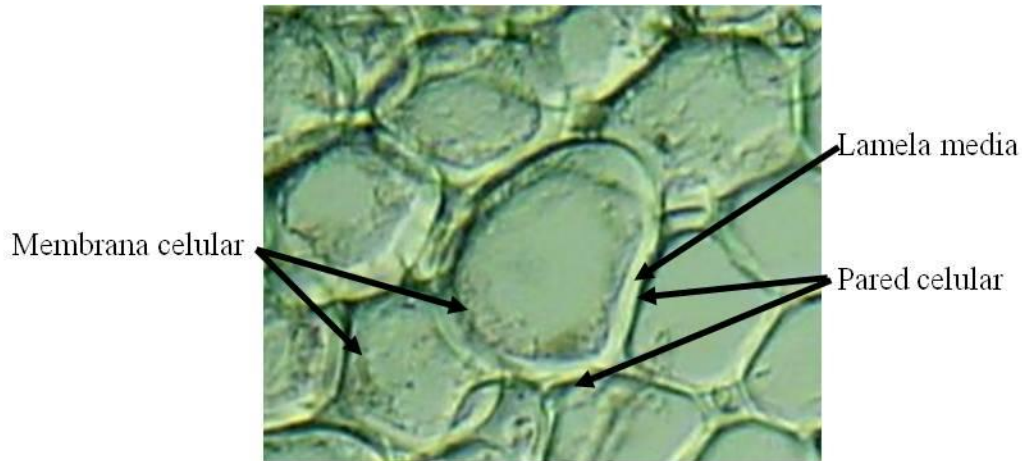


Figura 1. Estructura de la pared celular.

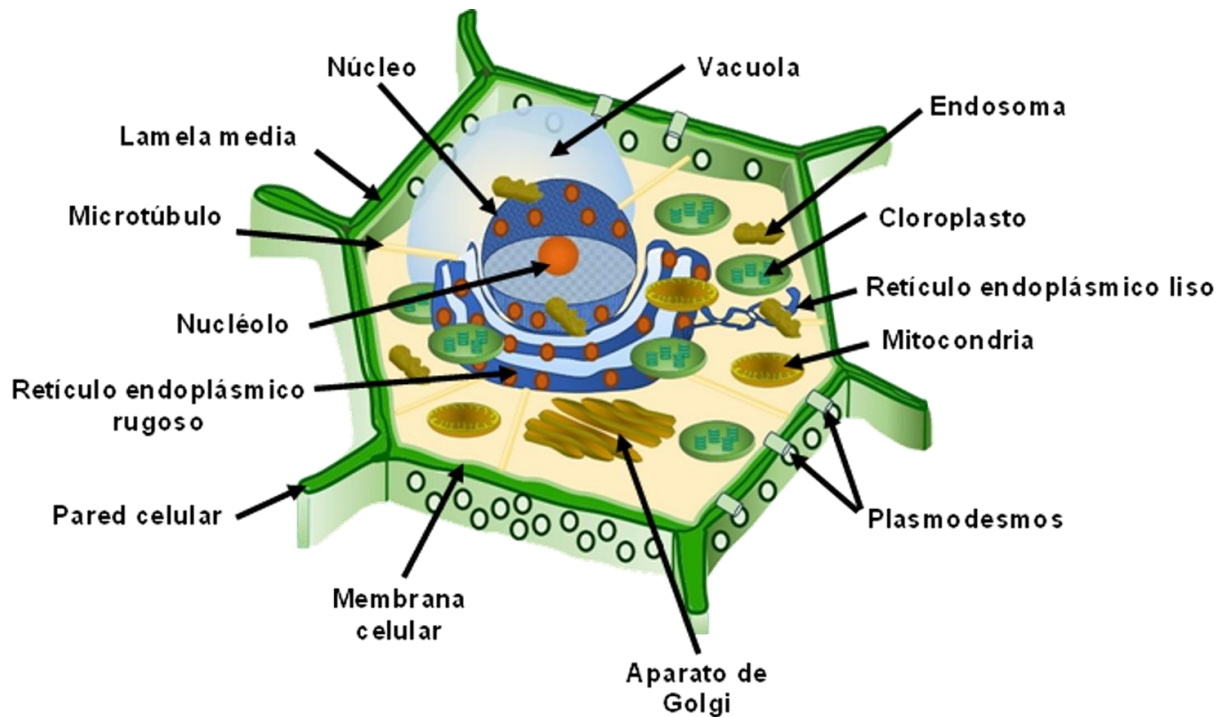


Figura 2. Célula vegetal típica.

Considerando la organización celular los miembros del Reino Plantae se pueden separar en tres grandes grupos:

a) Organismos unicelulares, conformados por una sola célula eucariótica, cuya organización citoplasmática es típicamente la de una célula vegetal (Fig. 3)

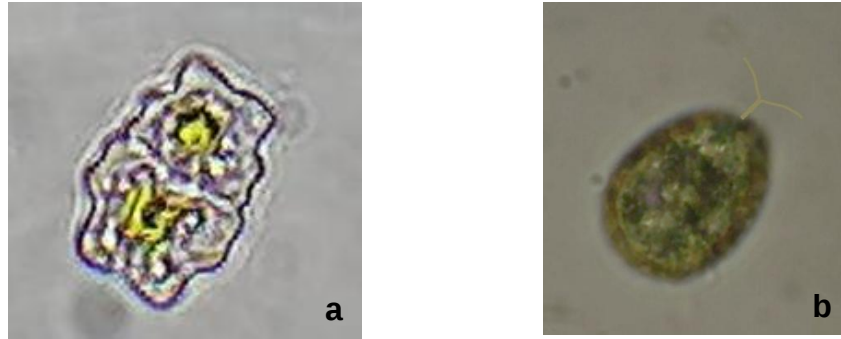


Figura 3. Organismos unicelulares, a) *Micrasterias* sp. (sin flagelos) y b) *Chlamydomonas* sp. (con flagelos)

b) Organismos multicelulares, constituidos por conjuntos de células eucarióticas sin diferenciación, cada célula sigue realizando sus funciones de manera independiente, cenocito y consorcio (Fig. 4), o bien la multicelularidad con diferenciación del trabajo, donde existe una diversificación primitiva de las funciones de algunas células, por ejemplo, se presentan conjuntos celulares que solamente se dedican a la reproducción celular, como en el caso de *Volvox* sp. (Fig. 5)

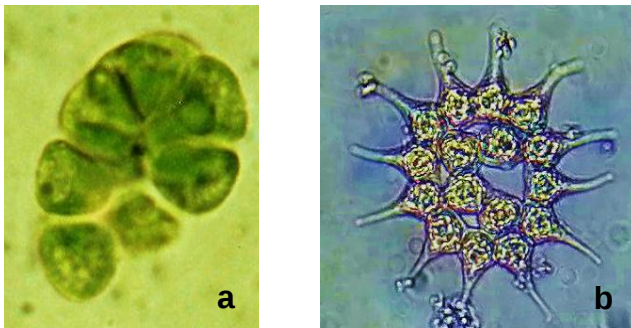


Figura 4. Organismo multicelular a) cenocito (*Chlorella* sp.) y b) consorcio (*Pediatrum* sp.)

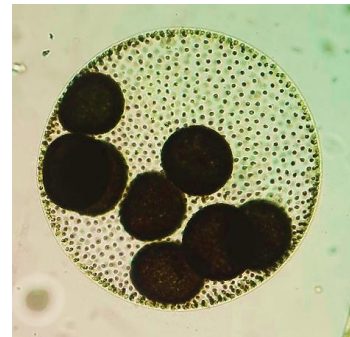


Figura 5. Organismo multicelular colonial (*Volvox* sp.)

c) Organismos pluricelulares, constituidos por más de una célula, unidas íntimamente una con otra, estableciéndose una intercomunicación a través de puentes protoplasmáticos, entre los cuales destaca una organización pseudoparenquimatosa, parenquimatosa y parenquimática.

- Plantas pseudoparenquimatosas, organismos constituidos por más de una célula, separadas por espacios intercelulares, las conexiones protoplasmáticas son primitivas llamadas puntos de conexión (Fig. 6)

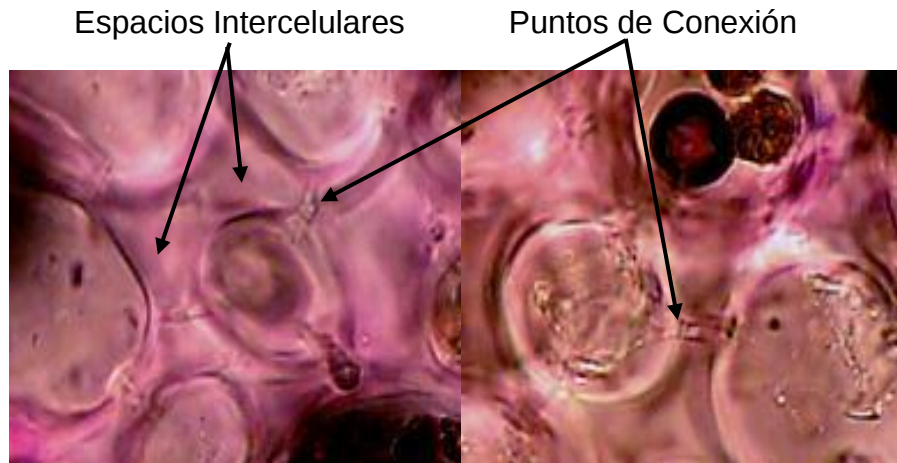


Figura 6. Organismo pluricelular pseudoparenquimatoso alga roja.

- Algas pardas y plantas parenquimatosas, organismos constituidos por más de una célula sin separaciones por espacios intercelulares, las conexiones protoplasmáticas son llamadas plasmodesmos o poros en células especializadas (Fig. 7)

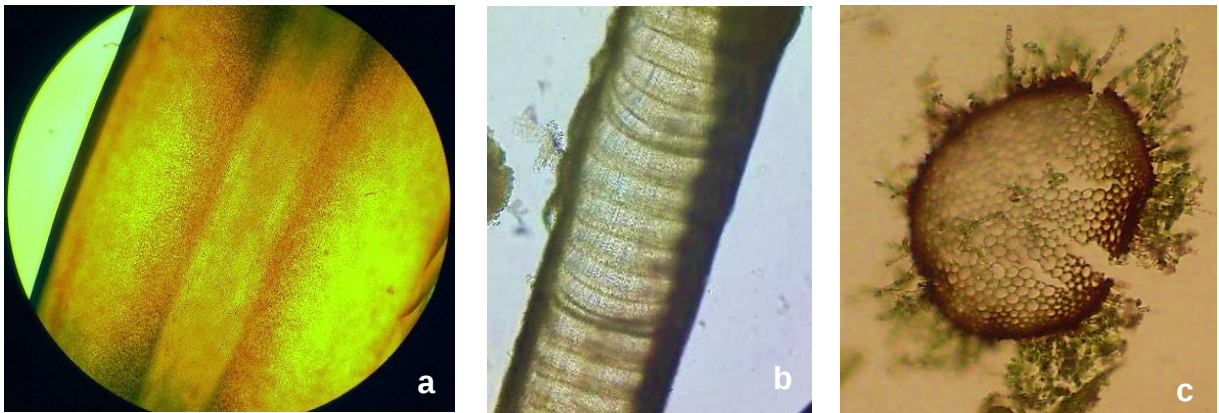
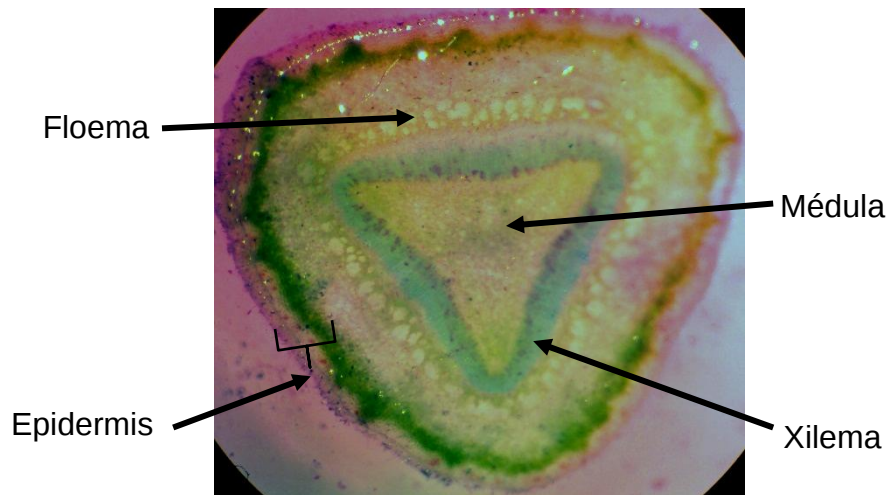


Figura 7. Organismos pluricelulares parenquimatosos: a) alga parda, b) alga roja, c) musgo.

- Plantas parenquimáticas, organismos constituidos por más de una célula sin separaciones por espacios intercelulares, las conexiones protoplasmáticas son llamadas plasmodesmos, con las consecuencias de la compleja unidad y su dependencia celular, es decir, la pluricelularidad, que se manifiesta para la conformación de tejidos, los que a su vez se agrupan para formar los órganos de individuos (Fig. 8)

Teniendo en cuenta el criterio de pluricelularidad, los organismos del Reino Plantae son separados en dos grandes grupos: plantas no vasculares, las cuales no presentan sistemas de conducción (multicelulares y pluricelulares primitivas pseudoparenquimatosas y parenquimatosas), y plantas vasculares que presentan sistemas de conducción (pluricelulares parenquimáticas), mientras que en las algas pardas podemos encontrar parenquimatosas y parenquimáticas con sistemas de conducción.



Corte transversal de tallo de Laurel

Figura 8. Organismo pluricelular parenquimático.

Considerando la reproducción, en las algas pardas y el Reino Plantae se presentan ciclos especiales a los cuales se les denominan alternancia de generaciones, en las que se encuentran implícitas las fases haploides y diploides, las particularidades para cada caso tienen que ver con los procesos de meiosis y fecundación o singamia.

En las algas pardas se presenta una complejidad morfológica semejante a la de las briofitas, además de que algunas de ellas presentan ciclos de alternancia de generaciones complejos del tipo de meiosis gamética y esporica, sin considerarse embriobiontas (Fig. 9)

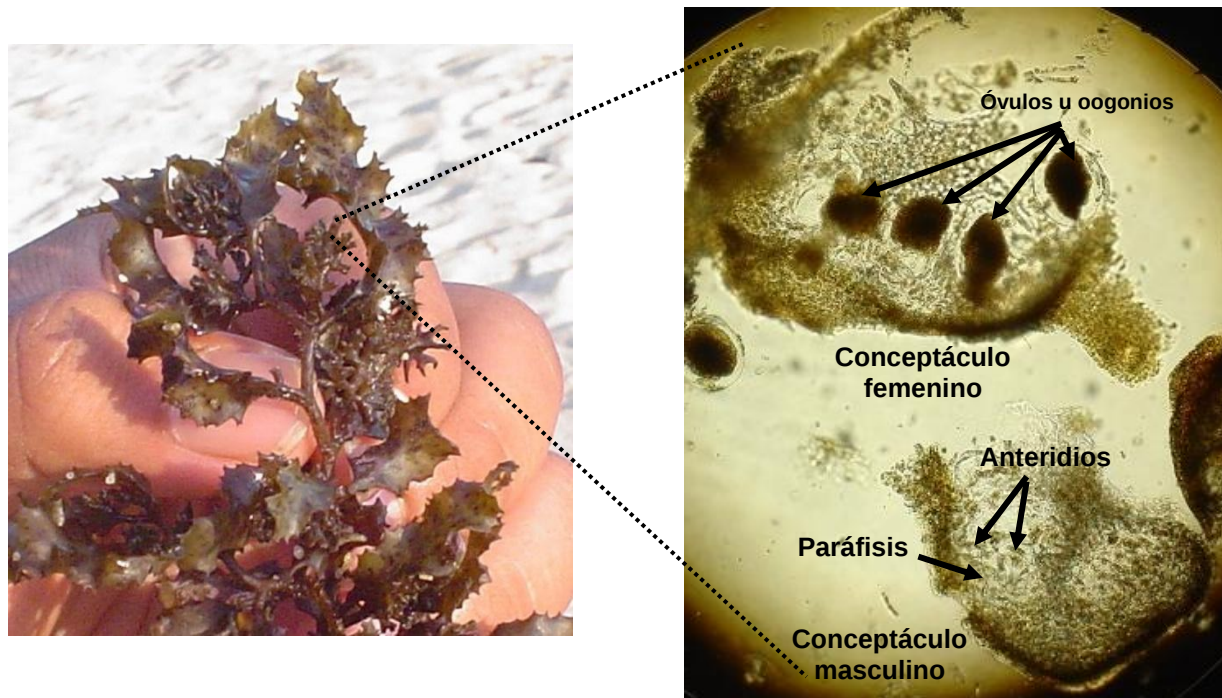
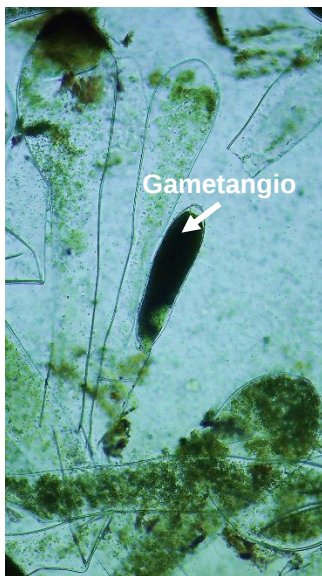


Figura 9. Estructuras reproductoras en *Sargassum* sp. (alga parda)

El grupo talobionta del Reino Plantae, se caracteriza por la ausencia de estructuras multicelulares estériles que protejan a los reproductores, excepto en las algas carofíceas, y la falta de un embrión como tal. (Fig. 10)



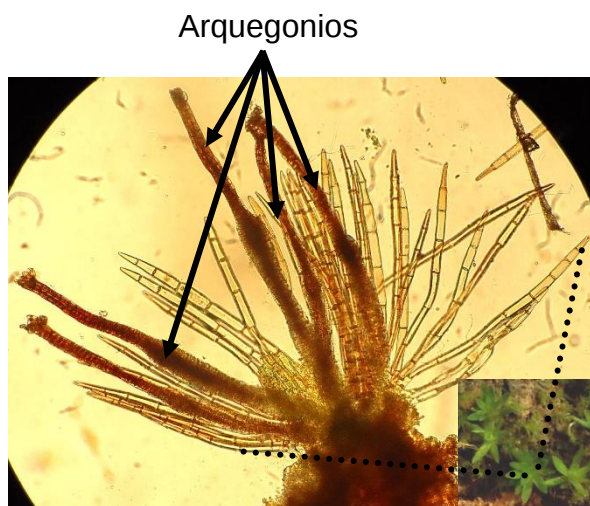
Codium sp. (alga verde clorofícea)



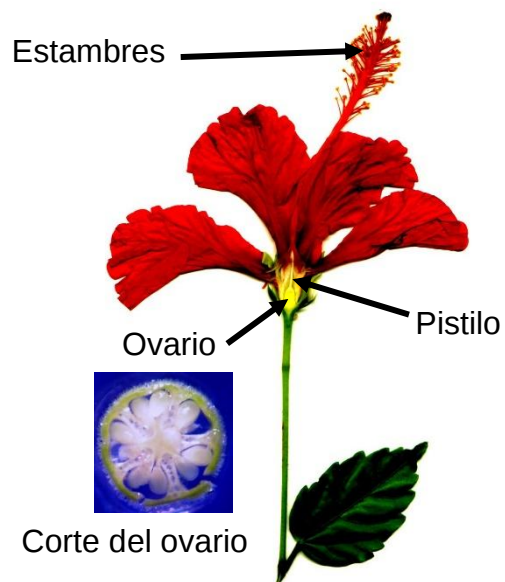
Nitella sp. (alga verde carofícea)

Figura 10. Estructuras reproductoras unicelulares en algas (talobionta Reino Plantae)

En tanto que el grupo embriobionta, presentan conjuntos multicelulares estériles que protegen a las estructuras reproductoras y un embrión (Fig. 11)



Gametangios en musgo



Reproductores en Angiosperma

Figura 11. Estructuras reproductoras pluricelulares en musgos y angiospermas (embriobionta)

1.2. Las técnicas de tinción para la observación de estructuras celulares vegetales

Casi todas las células son microscópicas, lo cual implica la utilización de microscopios para reconocer la forma y características de estas, además se ocupan otros materiales que faciliten la observación de células y sus estructuras, ayudándose de sustancias que permiten el contraste y la observación de caracteres particulares.

La tinción de ejemplares biológicos tiene como propósito lograr que el índice de refracción de las estructuras celulares sea contrastante, con lo cual se logra observar diferenciaciones citológicas. Los colorantes son muy útiles sobre todo con aquellos ejemplares preservados que han perdido su coloración original, en los que los rayos de la fuente de luz atravesarían las células sin cambiar su dirección, o alterándola poco y se vería una imagen homogénea, sin contraste.

Los métodos de coloración no funcionan si no consideramos algunos factores como los siguientes:

- Para que el objeto sea visible a través del microscopio, este debe de poseer cierto grado de contraste con el medio circundante.
- El microscopio debe poseer un poder de resolución suficiente para permitir la percepción, como objetos separados, de dos puntos adyacentes muy próximos en la imagen, para cual se requiere de la calibración del microscopio.

Los colorantes se clasifican en ácidos, básicos y neutros, según la parte de los mismos que imparta el color. Las moléculas de los colorantes están constituidas de dos partes:

- Grupo cromóforo, el cual confiere el color.
- Grupo axócromo, que le da la capacidad de transferir el color a la estructura.

Las soluciones colorantes también son clasificadas de acuerdo a su acción sobre células vivas o muertas:

- Soluciones colorantes no vitales, el lugol, el carmín acético, el cristal violeta y la solución colorante de Gram tiñen ciertos organelos celulares e indudablemente las células donde se aplican mueren por la desnaturalización de sus proteínas, por lo tanto, las células vivas no pueden ser analizadas mediante estos colorantes.
- Soluciones colorantes vitales, en el caso de estos colorantes las células mueren lentamente permitiendo con mayor tiempo la observación por contraste de algunas estructuras citológicas como los cilios, los flagelos, núcleo, vacuolas, cloroplastos, entre otros, algunos de ellos son el azul de metileno, azul de cresil, azul tripano, verde brillante, rojo neutro y el rojo Congo.

Existen cuatro tipos de técnicas de tinción: simples, diferenciales, específicas y combinadas:

- Tinciones simples, sirven para mejorar la observación de la célula completa ya que se tiñe toda del mismo color, se utilizan colorantes de tipo básico que incrementan el contraste.
- Tinciones diferenciales. Se utilizan para distinguir entre tipos de células. La técnica de tinción diferencial consta de dos etapas: a) tinción primaria, siguiendo el mismo método que en una tinción simple y b) tinción de contraste. En la tinción de contraste se utiliza otro colorante que tiñe las células no teñidas por el primer colorante. Estas tinciones son utilizadas en microbiología. Por ejemplo, la tinción de Gram y la tinción de ácido-alcohol, ambas aplicadas a bacterias.
- Tinciones específicas, este tipo de tinciones se usan para observar diferentes tipos de células, aumentando su contraste, entre las estructuras que se pueden ver están las endosporas, los flagelos, las cápsulas, el núcleo, paredes celulares, cloroplastos, pirenoides y placas, entre otras.
- Tinciones combinadas, mediante este tipo se colorean los componentes nucleares y citoplasmáticos para lo cual se utilizan sucesivamente colorantes básicos y ácidos contrastantes.

Para el estudio citológico de las células se utilizan diferentes colorantes, los cuales se muestran en la Tabla 1, en la misma se describe la técnica para su aplicación y cuáles son los detalles de las estructuras celulares que permiten observar.

Tabla 1. Colorantes más utilizados en citología e histología vegetal.

COLORANTE	TÉCNICA DE APLICACIÓN	ESTRUCTURAS CELULARES
Azul de cresil	Tinción simple, a la muestra se le agrega directamente una o más gotas del colorante.	Incrementan el contraste de la pared celular, observándose las interconexiones citoplasmáticas (puntos de conexión y plasmodesmos.), también las extensiones de la pared celular como procesos alares o membranosos, papilas, trígonos, lamelas, etc.), permite la diferenciación de tejidos en caso de las plantas vasculares (xilema, floema, etc.).
Azul de metileno	Tinción simple, a la muestra se le agrega directamente una o más gotas del colorante.	Tiñe toda la célula aumentando el contraste ésta quedará teñida del mismo color. Optimiza la observación de la célula completa haciendo resaltar organelos como el núcleo y los cloroplastos.
Carmín acético	Tinción diferencial, es necesario hervir la muestra en agua durante uno o dos minutos para después colocarse en un portaobjetos y agregar el suficiente colorante gota a gota hasta que cubra la misma. El portaobjetos se pasa por una flama hasta que hierva ligeramente, la muestra se deja enfriar y se agregan dos gotas del mismo colorante y se observa.	Permite distinguir el o los núcleos, incrementando el contraste entre el citoplasma y los mismos.

Tabla 1. Colorantes más utilizados en citología e histología vegetal (continuación)

Lugol	Tinción diferencial, se requiere de colocar la muestra en un portaobjetos y agregar el suficiente colorante gota a gota hasta que cubra la misma, se coloca el cubre objetos.	Tiñe las estructuras que contengan almidón (pirenoides y cloroplastos), incrementando el contraste debido a la oxidación.
Rojo Congo	Tinción simple, a la muestra se le agrega directamente una o más gotas del colorante (dependiendo del tamaño de la misma).	Colorea la pared celular, resaltando puntos de conexión de algas rojas y plasmodesmos en plantas vasculares, además de prolongaciones de la pared celular, en grupos briofíticos resalta las papilas, trígonos y lamelas). Además, permite la diferenciación de tejidos en caso de las plantas vasculares como el xilema y el floema.
Rojo neutro	Tinción simple, a la muestra se le agrega directamente una o más gotas del colorante (dependiendo del tamaño de la misma).	Permite distinguir las vacuolas, incrementando el contraste entre el citoplasma y las vacuolas.
Rojo Sudán	Tinción simple, a la muestra se le agrega directamente una o más gotas del colorante (dependiendo del tamaño de la misma).	Resalta la región lipídica de la membrana.
Verde brillante	Tinción diferencial, a la muestra adicione una o más gotas de verde brillante. Lave con agua corriente, cubra la muestra con fluoroglucina durante dos minutos. Pasados los dos minutos elimine el exceso de colorante, cubra con ácido clorhídrico, y coloque el cubreobjetos.	Sirve para resaltar los tejidos conductores; mejora la observación de la célula completa y resalta los organelos más grandes como núcleo y cloroplastos.

2. Objetivo

- Identificar las características distintivas de las algas pardas y organismos del Reino Plantae, comparando algas pardas, plantas no vasculares y vasculares, y reconociendo sus estructuras reproductoras principales.

Los equipos se repartirán los temas a desarrollar, para realizar una práctica mediante la cual se puedan reconocer las siguientes características:

- a) La pared celular de las algas pardas y organismos del Reino Plantae.
- b) Los núcleos de las algas pardas y organismos del Reino Plantae.
- c) Los cloroplastos y pirenoides de las algas pardas y organismos del Reino Plantae.
- d) Los tipos morfológicos pseudoparenquimatosos, parenquimatosos, parenquimáticos de las algas pardas del Reino Chromista y organismos del Reino Plantae.
- e) Las estructuras reproductoras en talobiontes.
- f) Las estructuras reproductoras en embriobiontes.

3. Equipo y materiales

Microscopio compuesto	Lámpara de alcohol
Microscopio estereoscópico	Pinzas y agujas de disección
Cajas de Petri	Navaja para rasurar nueva
Porta y cubreobjetos	Papel higiénico
Papel seda	Diversos colorantes

Material biológico: *Padina* sp., *Sargassum* sp., *Hypnea* sp., *Spirogyra* sp., *Cladophora* sp., *Nitella* sp., musgos frescos, un ejemplar de helecho fresco y completo, tallos tiernos y frescos de cedro, hojas de *Elodea* sp., flores de tulipán y un pedazo de cebolla fresca.

La estructura que deberá de llevar el reporte de la práctica es la siguiente:

1. Desarrollo de la práctica, por equipo dispersar los ejemplares que caracterizarán de acuerdo al tema que se les asigne.

Material biológico: ejemplar completo de *Sargassum* sp., un musgo completo fresco, un helecho completo fresco.

Material y equipo de laboratorio: Microscopio estereoscópico, cajas de Petri, pinzas y agujas de disección.

a) Colocar cada uno de los ejemplares en cajas de Petri y observar las estructuras de fijación en un microscopio estereoscópico, realice un enfoque a menor aumento y haga esquemas de cada uno de los ejemplares, posteriormente enfoque a mayor aumento y también realice esquemas de lo observado.

b) En cada uno de los esquemas coloque los nombres de las estructuras observadas.

4. Cada equipo deberá de elaborar dos preguntas con respecto al tema y los organismos caracterizados en la práctica.

PRÁCTICA 2

CITOLOGÍA Y MORFOLOGÍA DE MACROALGAS

1. Métodos Generales para la Observación de las Algas

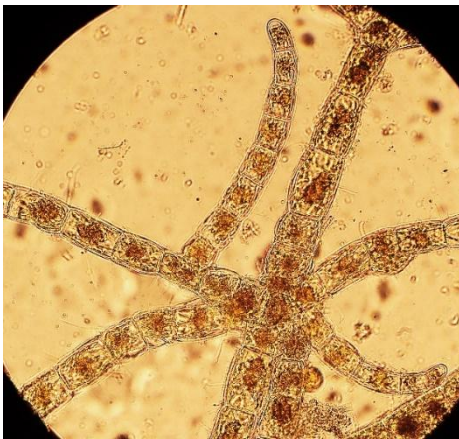
Las algas pueden definirse como el grupo de organismos que carecen de raíz, tallo y hojas verdaderas, que presentan clorofila para realizar la fotosíntesis de la cual liberan oxígeno, sus estructuras reproductoras son unicelulares (gametocistos o gametangios y esporocistos o esporangios), en lo general éstas no se encuentran protegidas por capas de células estériles.

Estos organismos pueden ser localizados en casi todos los ecosistemas aéreos, terrestres y acuáticos. Biológicamente son importantes por ser productores primarios, es decir, son la base de las tramas alimentarias, principalmente en los ecosistemas acuáticos. La utilidad económica se basa en el cultivo principalmente para el uso en la industria química, textil, biotecnológica, gastronómica, cosmética y farmacológica.

Citológicamente las algas pardas, rojas y verdes comparten todos los organelos característicos de una célula vegetal, resaltando por su importancia para la fotosíntesis los cloroplastos, también llamados plastidios, en todos ellos está presente la clorofila *a*, adicionalmente se encuentran otros pigmentos que son particulares para cada phylum.

Los plastidios por su posición dentro de las células se clasifican como sigue:

- Axiales, aquellos que se encuentran en la parte central de la célula (Fig. 12)



Lobulados en *Ectocarpus* sp.



Cojinete en
Acrochaetium sp.



Espiralado en
Spirogyra sp.

Figura 12. Cloroplastos axiales.

- Parietales, los que se ubican cubriendo la mayor parte de la célula, cercanos a la membrana celular (Fig. 13)

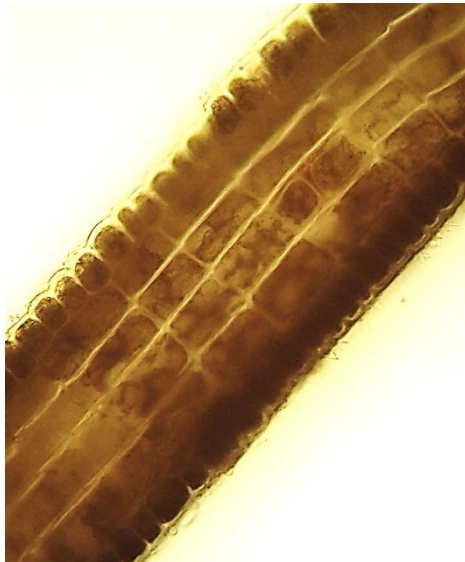
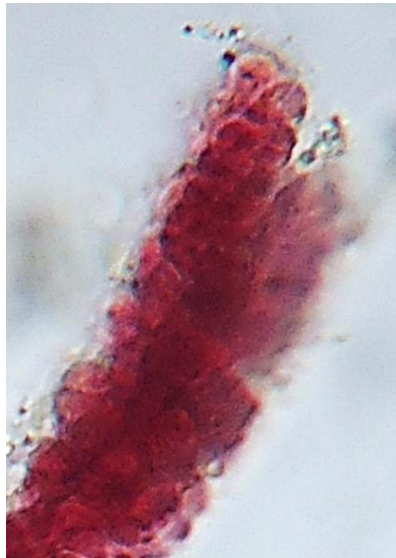
Discoidales en *Padina* sp.Discoidales en *Ceramium* sp.Reticulados en *Chaetomorpha* sp.

Figura 13. Cloroplastos parietales.

Por su forma, pueden ser en forma de banda o lámina con variantes como los espiralados, de cojinete, placa o brazaletes, forma de copa o tasa, discoidales y reticulados, el número va de uno hasta cientos.

Morfológicamente las algas pueden dividirse en varios tipos con relación al aspecto de su talo, disposición que incluso ha sido utilizada para establecer las diferentes líneas morfológicas, en este sentido las algas comparten las formas básicas unicelulares, coloniales, filamentosas y de estructura compleja, las relaciones que se establecen entre los grupos son a partir de semejanzas en su modo de vida y su grado de complejidad morfológica.

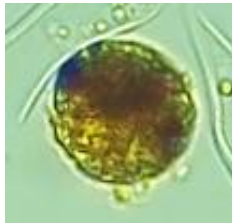
El anterior patrón permite tener un criterio de orden para sistematizar a la diversidad algal, estableciéndose niveles de organización de las algas desde la estructura celular hasta la forma externa de los talos, en estos términos se pueden subdividir a las algas en dos grandes grupos protofitas y talofitas.

PROTOFITAS: algas cuyo cuerpo se encuentra constituido por una sola célula y cuya forma primaria es la esfera; la misma desempeña todas las funciones básicas de los seres vivos.

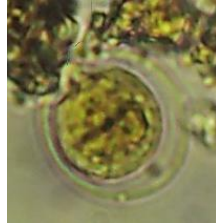
TALOFITAS: la estructura fundamental es un cuerpo formado por una masa de células con poca diferenciación a lo cual se le llama talo, el mismo en la mayoría de los casos carece de tejidos bien estructurados (seudotejidos).

Determinándose los siguientes subgrupos de acuerdo con González (1994):

GRUPO BASE	SUBGRUPO	CARACTERIZACIÓN
PROTOFITAS	EUCARIONTES	Las células presentan membranas internas que delimitan perfectamente a todos los organelos, consideradas unicelulares (se presentan elementos tanto del reino protista como del Plantae) (Fig. 14)



Chlorococcum sp.



Chlamydomonas sp.



Micrasterias sp.

Figura 14. Protofitos eucariontes unicelulares.

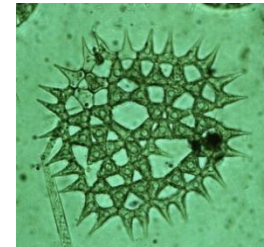
GRUPO BASE	SUBGRUPO	CARACTERIZACIÓN
TALOFITAS	CENOBIALES	Talo constituido por un agregado celular en forma esférica, cilíndrica o filamentososa, etc. El conjunto está rodeado por una matriz gelatinosa (mucilago) común (CENOBIO), es pues una asociación de talofitos que duran una sola generación (todos mueren simultáneamente a diferencia de la colonia) y los elementos descienden de una misma célula madre (Fig. 15)



Hydrodictyon sp.



Coelastrum sp.



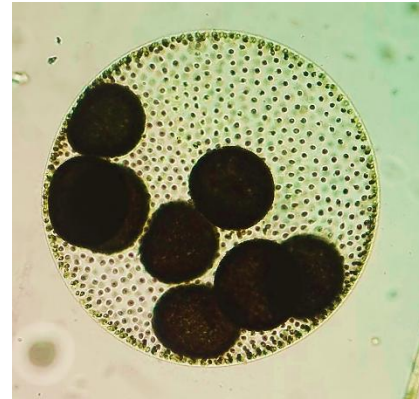
Pediatrum sp.

Figura 15. Talofitas cenobiales.

GRUPO BASE	SUBGRUPO	CARACTERIZACIÓN
TALOFITAS	COLONIALES	Los talos están conformados por agrupaciones celulares en las cuales se presenta división del trabajo, es decir, no todas las células realizan el conjunto de las funciones del organismo, sino existen células especializadas en funciones determinadas, asociación de talofitos en la que las células proceden todas de una sola célula madre, similar a los cenobios, pero más permanentes y en la que se suceden las generaciones. (Fig. 16): CONSORCIOS, la agregación se lleva a cabo después de que se originan las células. COLONIAS VERDADERAS, la agregación se realiza desde el momento del origen de las células.



Oocystis sp.
consorcio

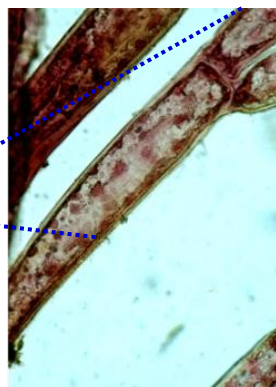
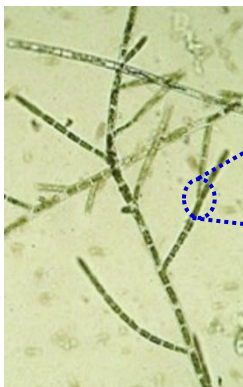


Volvox sp.
colonia verdadera

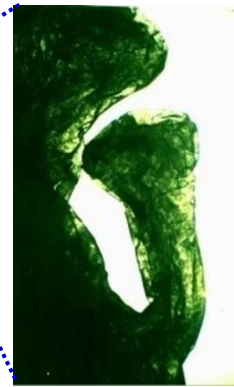
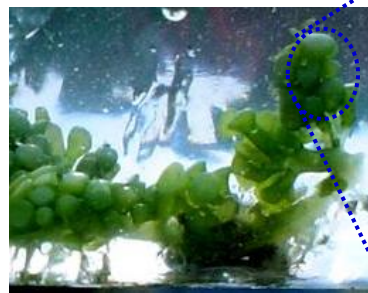
Figura 16. Talofitas coloniales.

GRUPO BASE	SUBGRUPO	CARACTERIZACIÓN
TALOFITAS	CENOCÍTICAS*	Talo constituido por una masa protoplasmática multinucleada en forma de tubo o sifón (CENOCITO), que resulta de diversas divisiones nucleares sin que haya división citoplasmática, las paredes transversales solo se forman para dar lugar a las estructuras reproductoras (Fig. 17)

*: Algunos autores manejan las multinucleadas como: sifonadas sin paredes trasversales y cenocíticas con paredes trasversales, en ambos casos con formación de paredes para dar lugar a estructuras reproductoras.



Cladophora sp.
cenocítica



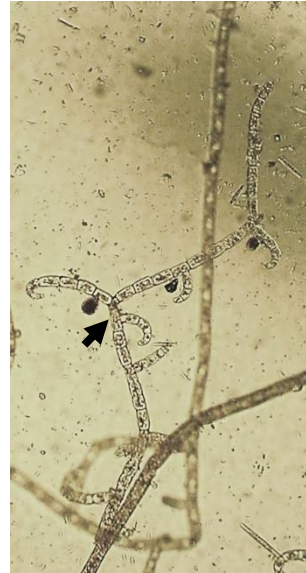
Caulerpa sp.
sifonada

Figura 17. Talofitas multinucleadas.

GRUPO BASE	SUBGRUPO	CARACTERIZACIÓN
TALOFITAS	FILAMENTOSAS	Considerados como verdaderos talos multicelulares, siendo el resultado de la división sucesiva de una sola célula a partir del cual se derivan células íntimamente unidas con membranas celulares compartidas, pueden ser simples o ramificados. (Fig. 18)



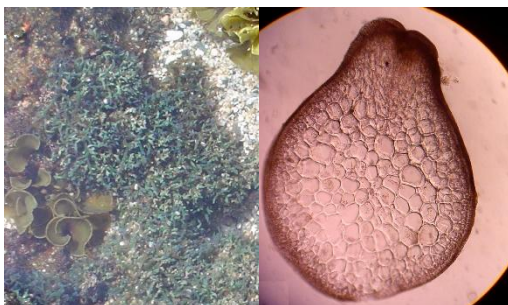
Oedogonium sp.
(Filamento simple)



Ectocarpus sp.
(Filamento ramificado)

Figura 18. Talofitas filamentosas.

GRUPO BASE	SUBGRUPO	CARACTERIZACIÓN
TALOFITAS	SEUDOPARENQUIMATOSAS	Es una derivación compleja de los talos filamentosos, este tipo está formado por falsos tejidos, siendo resultado de una abundante ramificación, entrelazamiento, compactación o hasta fusión de los filamentos (Fig. 19)



Hypnea sp., corticada



Codium sp.

Figura 19. Talofitas pseudoparenquimatosas.

GRUPO BASE	SUBGRUPO	CARACTERIZACIÓN
TALOFITAS	PARENQUIMATOSAS	Talos formados de tejidos verdaderos primitivos, los que se originan por la actividad de una célula apical, dando lugar a células firmemente unidas entre sí y que forman (por divisiones sucesivas y crecimiento celular), una masa tridimensional (Fig. 20)

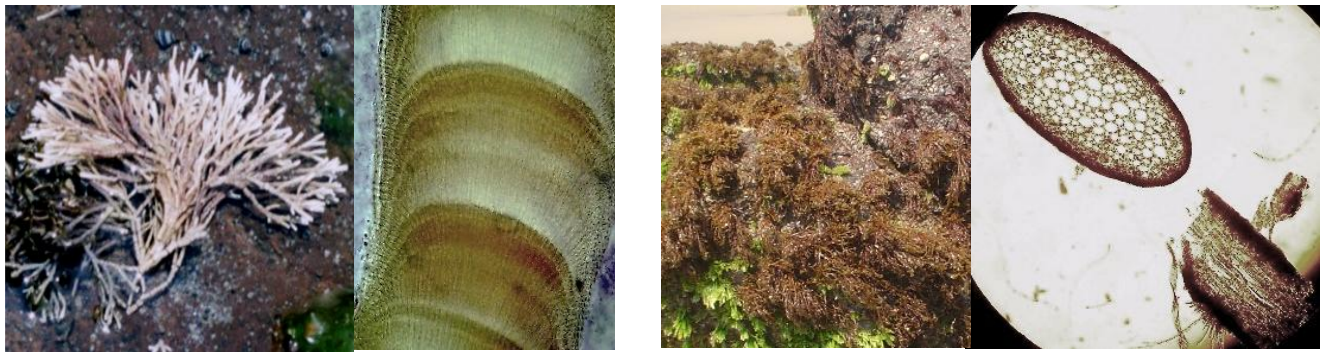
*Amphiroa* sp., corticada geniculada*Chnoospora* sp., corticada

Figura 20. Talofitas parenquimatosas.

1.2. Morfología externa de las Algas

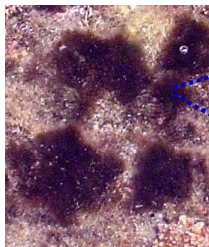
La morfología externa no es más que la expresión de la organización celular, ésta se manifiesta de diferentes formas las cuales se describen a continuación:

a) Talos filamentosos, producto de la división celular unidireccional (Fig. 21)

*Ectocarpus* sp. Alga parda*Acrochaetium* sp. Alga roja*Cladophora* sp. Alga verde

Figura 21. Talos filamentosos.

En campo algunas algas tienen aspecto filamentosos, como es el caso de las algas rojas polisifonadas, sin embargo, cuando las observamos con microscopio ya sea estereoscópico o compuesto óptico, nos daremos cuenta que en realidad son cilíndricas (Fig. 22)



Talo completo de aspecto filamentosos



Talo cilíndrico polisifónico (10X)



Corte transversal del talo cilíndrico (40X)

Figura 22. *Polysiphonia* sp. Alga roja.

b) Talos laminares, son algas aplanadas que puede presentar arreglos morfológicos externos más complejos, resultado de la fusión de filamentos (Fig. 23)



Dictyota sp. Alga parda



a) *Gymnogongrus* sp. y
b) *Grateloupia* sp. Algas rojas



Ulva sp. Alga verde

Figura 23. Talos laminares.

d) Talos cilíndricos, es el tipo morfológico externo más común y variado, generalmente corresponde a un arreglo interno corticado pseudoparenquimatoso o parenquimatoso, otras corresponden a manifestaciones externas de conjuntos celulares sifonados y pseudoparenquimatosos (Fig. 24)



Chnoospora sp. Alga parda



Hypnea sp. Alga roja



Codium sp. Alga verde

Figura 24. Talos cilíndricos.

e) Talos incrustantes o costrosos, corresponde a un grupo de algas que se manifiestan en forma de costras, son producto de diversos arreglos filamentosos postrados y erectos, la mayoría pertenecen a las algas rojas calcáreas (Fig. 25)



Ralfsia sp. Alga parda



Lithothamnion sp. Alga roja



Codium sp. Alga verde

Figura 25. Morfología externa incrustante.

1.3. Tipos de crecimiento

El crecimiento más simple de las algas es aquel que se desarrolla en un solo eje el mismo puede ser filamentosos o cilíndrico y puede desarrollarse a partir de una sola célula apical o por conjuntos celulares apicales o intercalares (Fig. 26)



Figura 26. Crecimiento simple filamentosos o cilíndrico.

La mayor parte de las algas desarrollan ramificaciones que están ligadas al crecimiento del organismo y el cual puede originarse a partir de una célula apical o de conjuntos celulares llamados meristemos que pueden ser apicales o intercalares, el resultado se manifiesta en los siguientes tipos:

a) Crecimiento monopodial

Cuando se mantiene un eje principal de crecimiento a partir del cual se desarrollan las ramificaciones, los tipos de ramificaciones se presentan en la figura 27, la célula o el meristemo apicales son los responsables de las ramificaciones y el crecimiento.

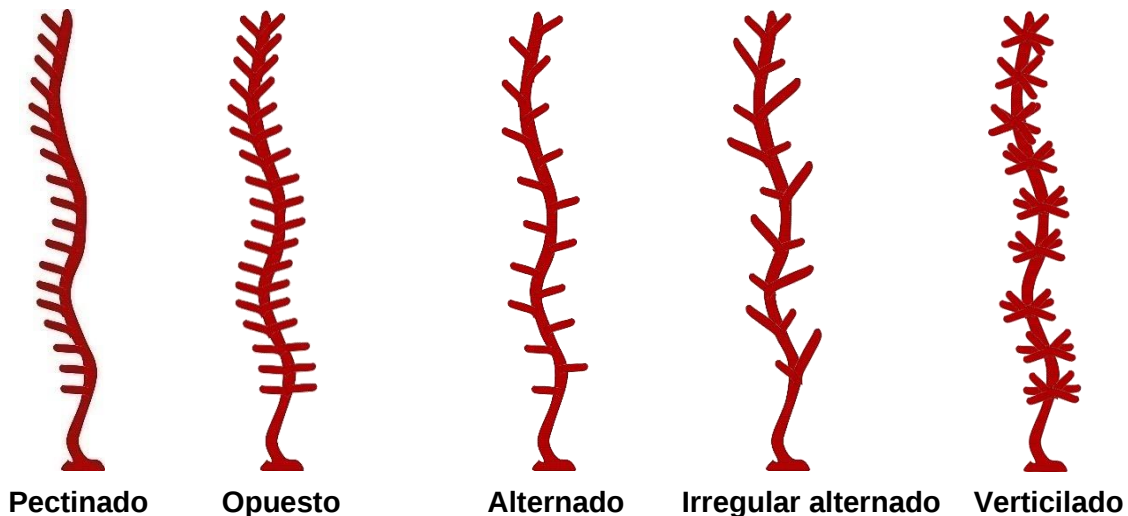


Figura 27. Crecimiento monopodial ramificado.

b) Crecimiento simpodial

Este tipo de crecimiento ocurre cuando la célula terminal del eje central muere sistemáticamente y es una célula lateral o un conjunto lateral los que retoman el crecimiento a partir del cual se forman varios ejes (Fig. 28), cuando el crecimiento se lleva a cabo a manera de conjuntos algales se originan entonces formas muy características que pueden formar ensambles a manera de tapetes, motas o mechones, matorrales o de crecimiento complejo con estipes y filoides (Fig. 29)

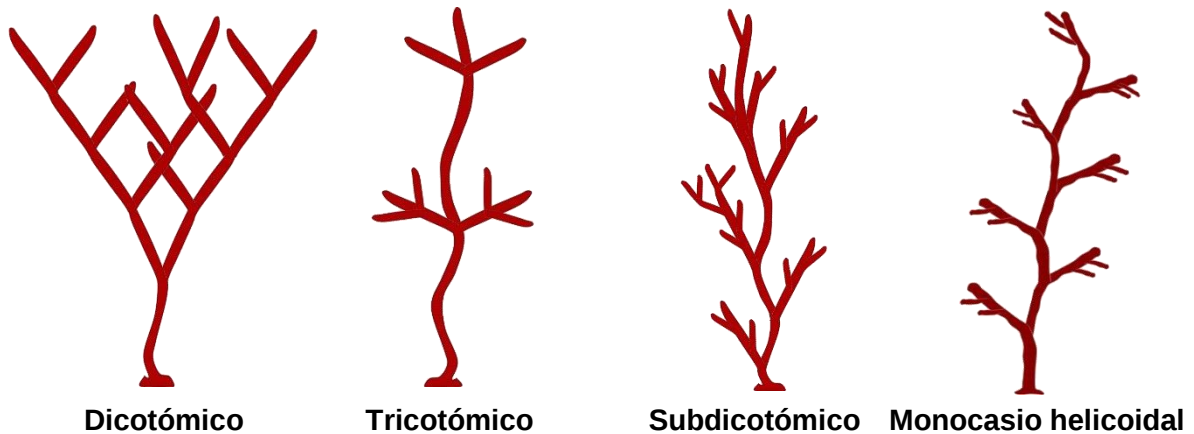


Figura 28. Crecimiento simpodial.

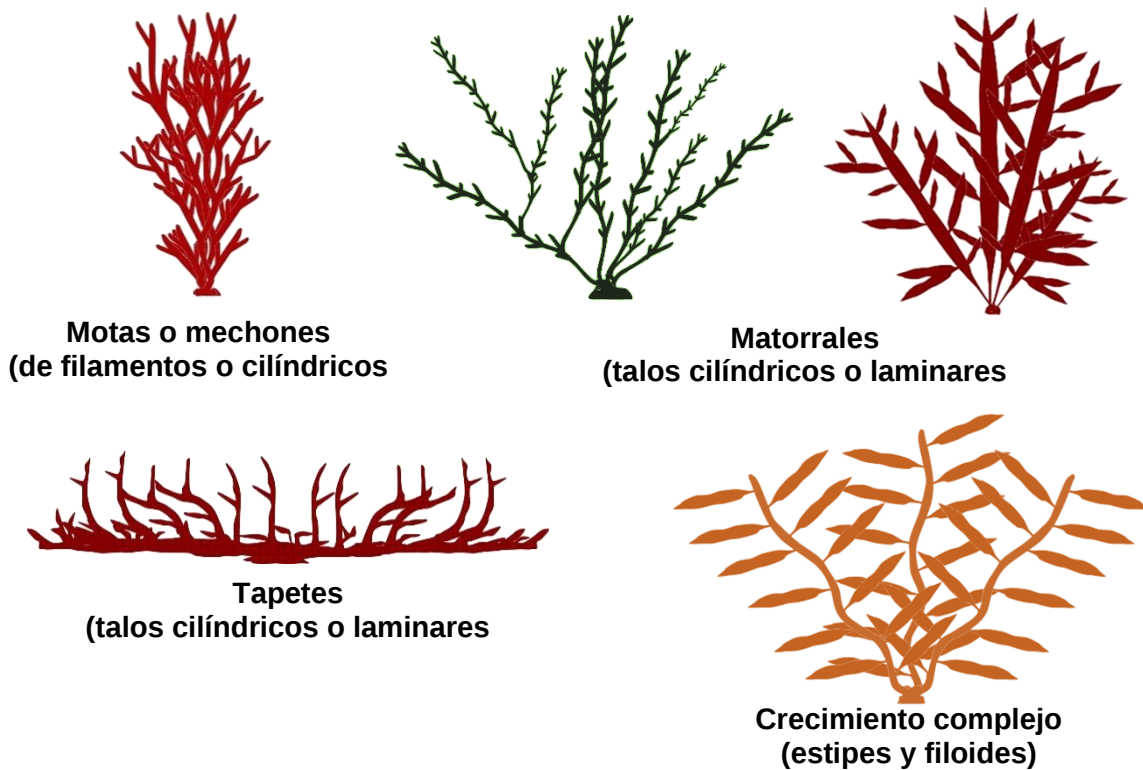


Figura 29. Crecimiento en ensambles.

1.4. Los métodos para estudiar a los grupos algales

1.4.1. Las ciencias auxiliares de la botánica

La biología es una ciencia que comprende varias ramas y especialidades, que nos permiten llevar a cabo un análisis detallado de los organismos. Los recientes descubrimientos y los propios avances de la biología han hecho más comprensible y entendible la unidad de los seres vivos en cuanto a su organización molecular y su fisiología, relacionando esto con los procesos evolutivos que explican su diversidad morfológica.

El desarrollo de proyectos de investigación de los grupos algales, hepáticas, musgos y antocerotas requiere del apoyo en las ramas auxiliares de la botánica como son: citología, anatomía, histología, morfología, fisiología, genética mendeliana y molecular.

1.4.2. La importancia de las formas

Cualquiera que sea la rama de la botánica que utilicemos para el estudio de las macroalgas, hepáticas, musgos y antocerotas, es conveniente que consideremos algunos aspectos importantes en cuanto a las formas de estos organismos.

La simetría es un concepto sencillo, al que podemos llegar percibiendo el mundo que nos rodea. El simple hecho de observar nuestro cuerpo, los reflejos de las cosas, las formas vivas y las inanimadas, las trayectorias y las creaciones artísticas, ayudan a descubrir principios de repetición que podemos precisar con un mínimo conocimiento de las formas geométricas. La geometría parte de movimientos capaces de generar una gran configuración desde unas pequeñas partes.

En cualquier fracción del universo podemos descubrir simetrías. A nivel cósmico la simetría está presente en las formas de los cuerpos celestes y en sus trayectorias perfectamente geométricas.

En nuestro planeta podemos ver una perfecta simetría en minerales que forman nuestro globo y en las leyes de los fenómenos físicos que rigen la naturaleza. En el mundo vivo, macroscópico o microscópico, la simetría es determinante de muchas formas y de muchos funcionamientos; de esta manera un concepto geométrico es común al hombre y la flor, la estrella de mar y la molécula, la luna y el trayecto de un cometa.

Ésta se deberá de tomar en cuenta para poder llevar a cabo un adecuado análisis de los organismos a trabajar. Además, se debe valorar que el estudio anatómico y morfológico del material vegetal requiere de su preservación para su posterior análisis en el laboratorio.

La simetría en biología se refiere al balance de la distribución en el cuerpo de los organismos de sus partes. Los planos anatómicos de la mayoría de los organismos unicelulares y pluricelulares exhiben alguna forma de simetría, bien sea radial o bilateral; una pequeña minoría no presenta ningún tipo de simetría, son asimétricos.

¿Cómo se pueden definir los principales conceptos de simetría?, en términos generales en los organismos se encuentran los siguientes tipos:

- La simetría radial, gran parte de la belleza atribuida a las macroalgas, hepáticas, musgos, antocerotas y plantas superiores, radica en su disposición simétrica central. Incluso la simetría pentagonal, se encuentra en el mundo vivo, en flores y estrellas de mar. Un caso extremo de simetría radial sería la simetría esférica de muchos protistas. El cuerpo puede dividirse en partes semejantes al hacer pasar varios planos por el eje central (Fig. 30)

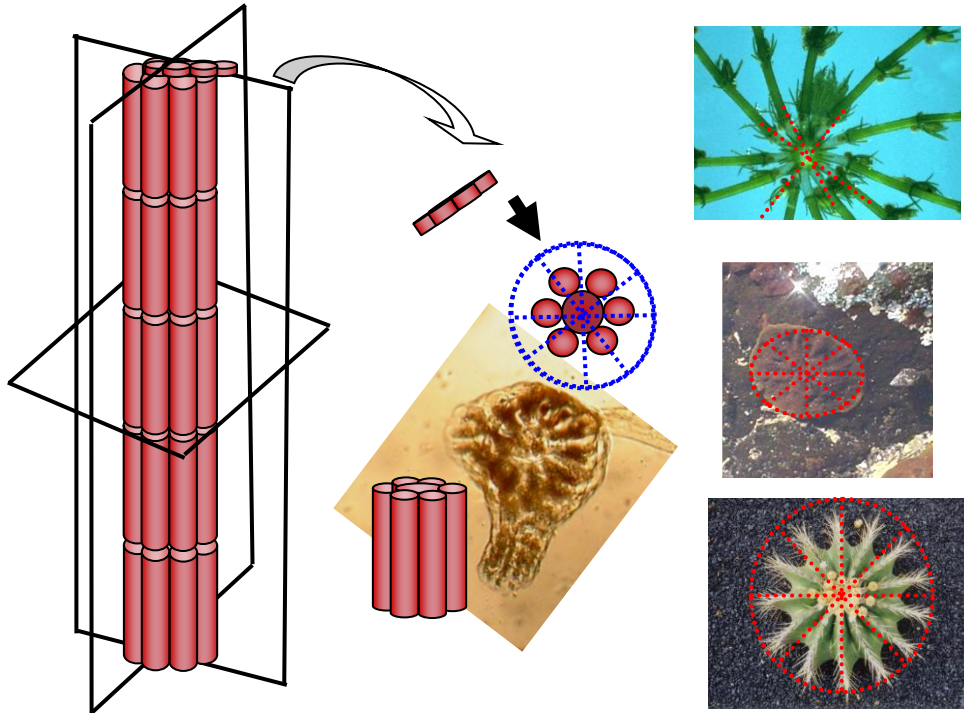
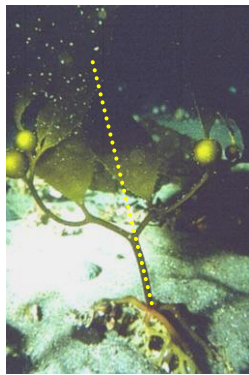


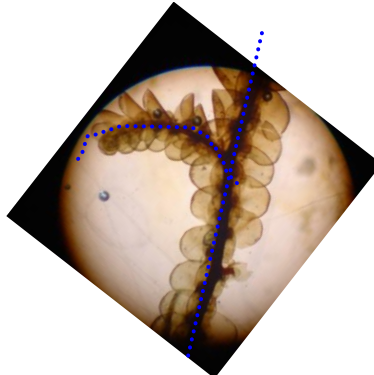
Figura 30. La simetría radial en las plantas.

- La simetría bilateral, se presenta respecto a un plano sagital que divide al cuerpo en derecha e izquierda es una constante en la inmensa mayoría del reino animal, aunque también se presenta a nivel de algunos elementos de protistas y plantas.

A pesar de que se trata de una simetría aproximada y que afecta a la apariencia externa más que a la anatomía interna, tiene enormes repercusiones funcionales, como por ejemplo las posibilidades de movilidad. Es posible dividir el cuerpo en dos mitades, izquierda y derecha por un plano sagital. Cada una de las partes es la imagen de la otra como si fuera vista en un espejo (Fig. 31)



Alga parda



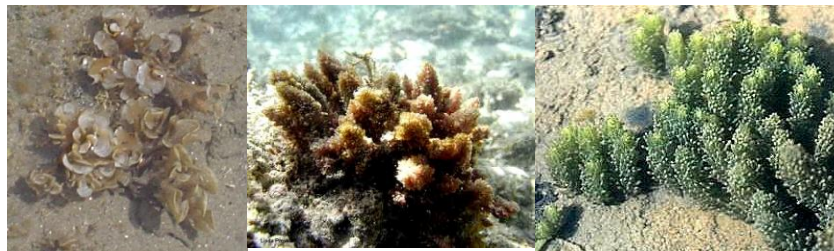
Hepática foliosa



Cápsula de musgo

Figura 31. La simetría bilateral en las plantas no vasculares.

- La simetría helicoidal, combinando un sentido de rotación y de traslación, se encuentra tanto en el desarrollo de vegetales como en las conchas de muchos seres vivos marítimos (Fig. 32)



Macroalgas



Antocerotas y musgos



Plantas vasculares

Figura 32. La simetría helicoidal en las algas pardas y el Reino Plantae.

Es importante considerar, que cualquiera que sea la simetría de los talos de macroalgas, es necesario conservar las estructuras internas y externas de manera que sufran las menores alteraciones posibles, pero, además este material requiere de ser colectado adecuadamente, lo primero que se tiene que considerar para esta actividad son ejemplares completos, es decir, con todas sus partes tanto vegetativas como reproductoras.

El método para seguir depende de los estudios a realizar. La observación de la estructura externa puede hacerse a simple vista, con lupas de mano o con microscopios estereoscópicos, para la observación de la estructura interna se utiliza el microscopio compuesto óptico.

1.4.3. Como realizar los cortes

Para analizar la estructura interna de los ejemplares se requieren cortes del material, los cuales posteriormente pueden ser coloreados o teñidos. La preparación de los cortes se podrá hacer de forma permanente o semipermanente. Se deben realizar registros de las observaciones, ya sea mediante fotos o dibujos, los implementos para la fotografía biológica suelen ser sofisticados y caros, pero, una simple cámara digital y la pericia nos permite obtener buenas fotografías de nuestras preparaciones.

En principio, con elementos vegetales se pueden realizar cortes a mano de material fresco, sin que hayan recibido ningún tratamiento previo, para ser observados al microscopio de luz; sin embargo, a medida que se requieran más detalles estructurales se deben utilizar técnicas y aparatos cada vez más complicados para la preparación de las muestras. También debemos tomar en cuenta que los talos filamentosos no requieren de cortes.

Las células vegetales son estructuras tridimensionales, pero en los cortes no pueden observarse los tres planos a la vez.

Los cortes del material se hacen en varios planos:

- Longitudinal o sagital, es el plano paralelo al eje longitudinal de la estructura que se corta y a su vez puede ser radial o tangencial, dependiendo de si pasa por el centro del órgano o lateralmente (Fig. 33a)
- Transverso o transversal, el plano perpendicular al eje longitudinal del órgano o estructura a cortar (Fig. 33b)

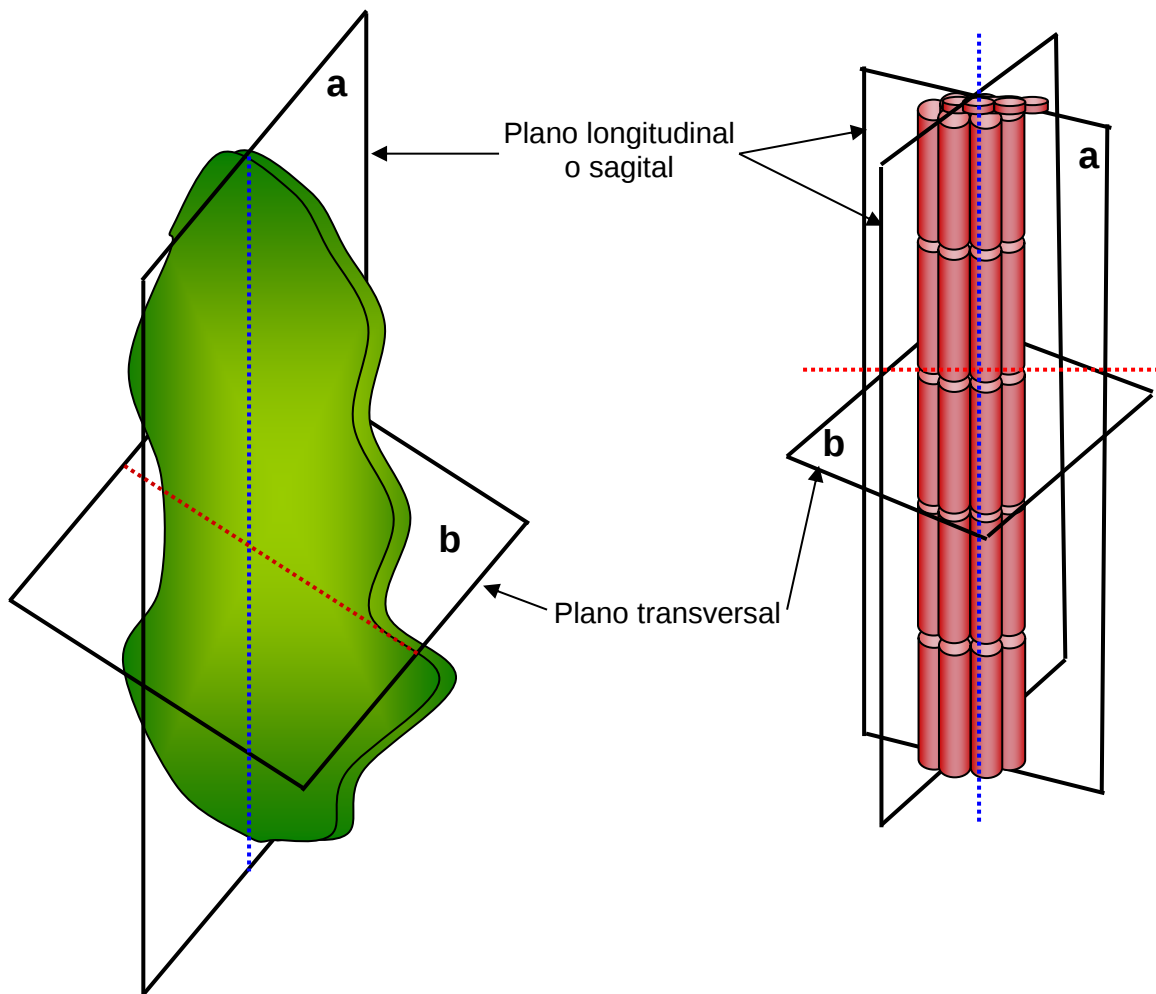


Figura 33. Planos a) longitudinal y b) transversal.

Los cortes de material fresco o fijado pueden hacerse a mano o con la ayuda de un instrumento especial denominado micrótopo. Si se usa material fijado hay que lavarlo previamente para eliminar el fijador.

Una vez que el material está limpio de fijador es necesario realizar un secado ligero mediante un lienzo (Fig. 34)

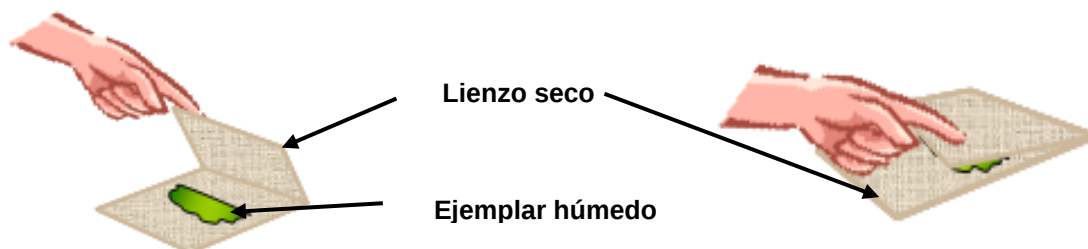


Figura 34. Secado del material húmedo fresco o fijado.

Para llevar a cabo un corte a mano, se recomienda realizar los siguientes pasos:

a) Preparar una navaja de afeitar, limpiándole toda la grasa, proteja con una tira de cinta adhesiva, uno de los filos de la navaja para evitar accidentes (Fig. 35)

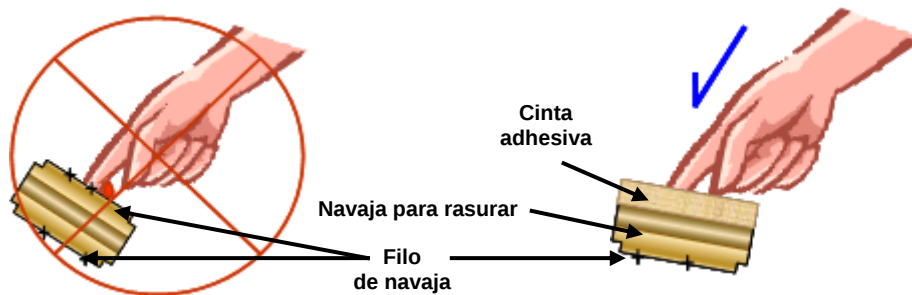


Figura 35. Protección de la navaja de afeitar.

b) Tenga a mano sus pinzas, agujas de disección, gotero, agua destilada de preferencia y colorantes, además de portaobjetos y cubreobjetos que va a necesitar.

c) Sobre un portaobjetos coloque una pequeña gota de agua, recuerde, el material una vez cortado se puede secar rápidamente, lo cual no es conveniente ya que se deformarían las estructuras. Una vez realizado el corte este es desplazado a la gota de agua (Fig. 36)

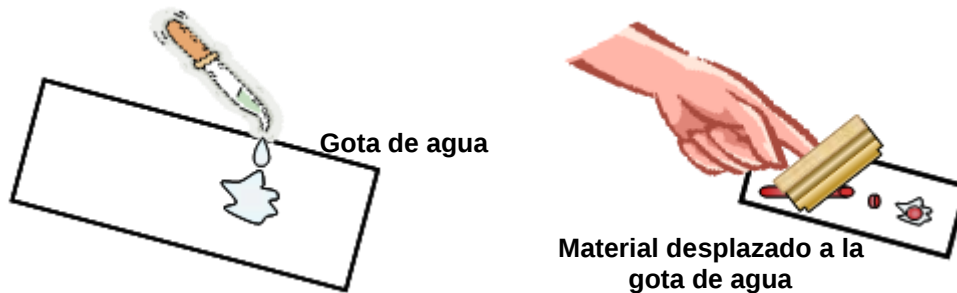


Figura 36. Preparando el portaobjetos.

d) Seleccione el material a cortar, en esta parte es necesario considerar la forma geométrica del material para realizar los cortes:

- Ejemplares de forma cilíndrica o poligonal (por ejemplo, *Hypnea* sp. y *Chnoospora* sp.), para el corte transversal, se deberá de colocar el ejemplar sobre el portaobjetos y ponga el dedo índice en forma paralela sobre el ejemplar cerca de un extremo e inicie los cortes en secciones transversales extremadamente finas, ¡tenga mucho cuidado recuerde que el filo de la navaja pasará cerca de la punta de su dedo!

Una vez realizados los cortes estos son pasados a la gota de agua que previamente colocó sobre el portaobjetos (Fig. 37)

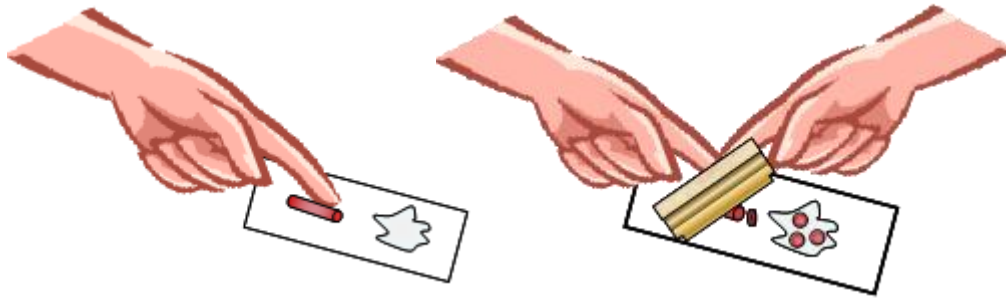


Figura 37. Corte transversal de ejemplares de geometría cilíndrica o poligonal.

- Ejemplares en forma de lámina (por ejemplo, *Grateloupia* sp., *Padina* sp. y *Ulva* sp.), para cortes longitudinales, enrolle la lámina a manera de taquito, coloque el ejemplar enrollado sobre el portaobjetos y ponga el dedo índice en forma paralela sobre el ejemplar cerca de un extremo e inicie los cortes en secciones transversales extremadamente finas, ¡tenga mucho cuidado recuerde que el filo de la navaja pasará cerca de la punta de su dedo!

Una vez realizados los cortes estos son colocados en la gota de agua que previamente colocó sobre el portaobjetos (Fig. 38)

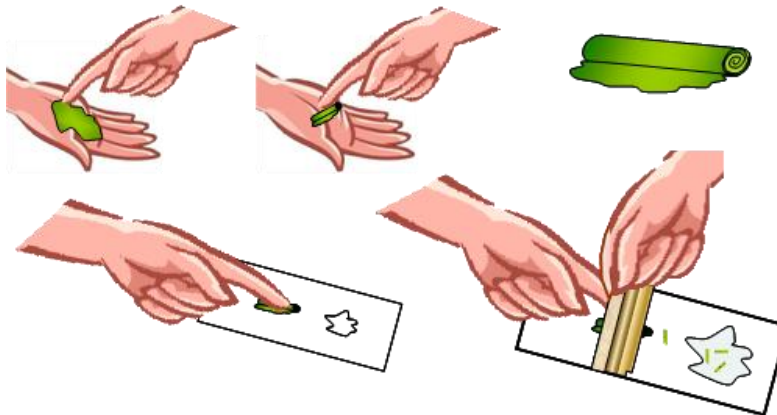


Figura 38. Corte longitudinal de ejemplares de geometría laminar.

Para realizar cortes transversales de las formas laminares se siguen los mismos pasos, solamente que al enrollar la lámina se hace en sentido contrario que la anterior. En muchas ocasiones el material biológico no nos permite realizar con exactitud este tipo de cortes, para estos casos es mejor realizar las incisiones a manera de picadillo de esta manera algunos de los cortes quedarán en la forma que los ocupamos.

Una vez que se han realizado los cortes y que estos han sido colocados en la gota de agua y que se procedió a realizar su tinción de acuerdo con el estudio que se pretenda efectuar. Para poder evitar que a la muestra se le formen burbujas, es indispensable que se consideren los siguientes pasos:

- La cantidad de agua y colorante o del líquido que se utilizará para su preservación debe ser el suficiente para que en el momento de colocar el cubreobjetos la muestra quede totalmente cubierta, aún con un poco de excedente (Fig. 39)

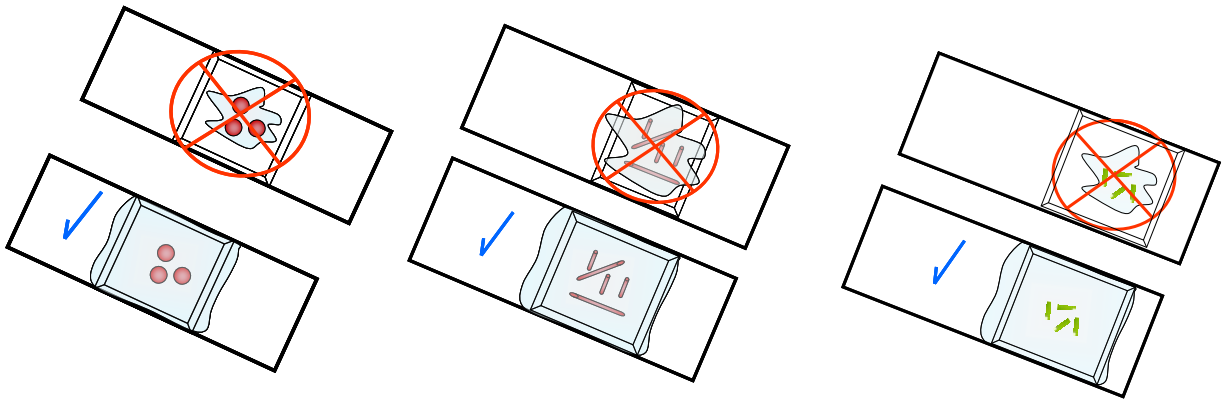


Figura 39. Portaobjetos, cubreobjetos, muestra y cantidad de colorante o líquido para preservar muestras permanentes o semipermanentes.

- El cubreobjetos debe colocarse de manera inclinada, de tal forma que la muestra se corra por la parte que está en contacto con el cubreobjetos y dejarse caer de un sólo golpe para evitar la formación de burbujas (Fig. 40)

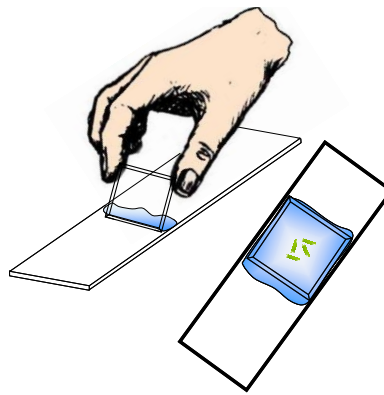


Figura 40. Preparación de una muestra en portaobjetos.

1.4.4. Preparaciones semipermanentes

1.4.4.1. Los colorantes

Recordemos que para este caso se requerirán colorantes que permitan visualizar todas las estructuras que conforman el talo del material que se va a estudiar, los colorantes a utilizar son: azul de metileno, verde brillante, carmín acético, azul de cresil, rojo Congo, Lugol.

Todos los colorantes arriba mencionados se preparan al 1 % en solución acuosa, es decir, para cada 10 ml de colorante preparado se requieren 9 ml de agua destilada y 1 ml de colorante. Una vez homogenizada la preparación esta deberá de hacerse pasar por papel filtro para eliminar los grumos microscópicos que se hayan formado.

1.4.4.2. Los medios de montaje

Se conocen tres medios de montaje para las preparaciones semipermanentes:

- Mezcla de miel artificial y fenol, colocar 100 ml de miel artificial en un vaso de precipitados, mantenga tibia la miel en baño maría y agregar 0.2 g de fenol, agitar para homogenizar la solución y envasar en un frasco gotero color ámbar para mayor protección, colocando en una etiqueta de pegar el nombre de la preparación y su fecha de elaboración.
- Glicerina en solución acuosa, a 70 ml de agua destilada agregue 30 ml de glicerina, agite para homogenizar la solución y almacene en un frasco gotero color ámbar para mayor protección, colocando en una etiqueta de pegar el nombre de la preparación y su fecha de elaboración.
- Grenetina de Kaiser o Grenetina glicerizada, la preparación de esta solución tiene tres alternativas:
 - i. Disolver 5.0 g de grenetina tipo B en 20.0 ml de agua destilada, agregar 0.125 g de fenol y 35.0 ml de glicerina, agitar hasta disolver (Modificado por González y Novelo, 1986).
 - ii. Disolver 7.0 g de grenetina tipo I en 100.0 ml de agua destilada calentada en baño María, disolver mediante agitación vigorosa, agregue 50.0 ml de glicerina y baje la temperatura, posteriormente agregue 0.5 g de fenol, aún caliente la muestra deberá de filtrarse (Modificado por Posada-Henao, 2004).
 - iii. Colocar 21 ml de agua destilada en un vaso de precipitados y agregue 3.5 g de grenetina en polvo, deje reposar entre una y dos horas, posteriormente agregue 25.0 ml de glicerina y caliente a baño María para fundir agitando vigorosamente, retire el vaso del baño María y agregue 1.0 g de fenol, estando caliente la muestra se debe filtrar a través de un lienzo fino nuevo y limpio puesto en un embudo.

1.4.4.3. Cómo hacer la preparación semipermanente

- En un portaobjetos, mediante un plumón de punto ultrafino y de tinta permanente escriba en un extremo los siguientes datos: localidad, fecha de colecta y de inclusión, tipo de colorante y medio de montaje, nombre del descriptor y ya identificada la muestra nombre de la especie (Fig. 41)

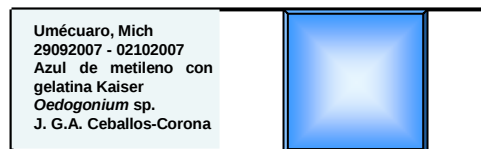


Figura 41. Datos en portaobjetos de preparaciones semipermanentes y permanentes.

- Coloque una gota de colorante y tres del medio de montaje elegido.

- Con la ayuda de las pinzas y agujas de disección coloque los cortes en el colorante y medio de montaje, déjelos reposar durante un minuto.
- Coloque el cubreobjetos, teniendo cuidado que no forme burbujas.
- Proceda a la identificación de la muestra, si es necesario mediante ligeros golpecitos sobre el cubreobjetos, trate de acomodar los cortes de tal manera que faciliten su identificación.
- Pasados ocho días, si es necesario agregue más colorante con el medio de montaje o bien selle los bordes con pintura de uñas transparente.

NOTA

Todas las preparaciones en portaobjetos deben realizarse sobre la mesa de trabajo,
¡¡¡NO EN LA MANO!!!

2.1. LAS ALGAS PARDAS (OCHROPHYTA: (PHAEOPHYCEAE)

2.1.1. INTRODUCCIÓN

2.1.1.1. Citología

Es un grupo en el que se encuentran las algas morfológicamente más complejas; poseen clorofilas *a*, *c*₁ y *c*₂, α y β carotenos, abundantes xantofilas de las que destacan la fucoxantina, flavoxantina y violaxantina, estos pigmentos son los que proporcionan la coloración café-amarillento o pardo; las sustancias de reserva se almacenan como un carbohidrato llamado laminarina, aunque también puede existir manitol y a veces grasas.

Presentan células uninucleadas y multinucleadas, cloroplastos de endosimbiosis secundaria laminados o estrellados o bien pequeños numerosos y discoidales; la mayoría contiene pirenoides y en las especies intermareales existen vesículas con subproductos polifenólicos de la fotosíntesis a las cuales se les llama fisodos, cuerpos fisoides o gránulos de fucosan, (Fig. 42)

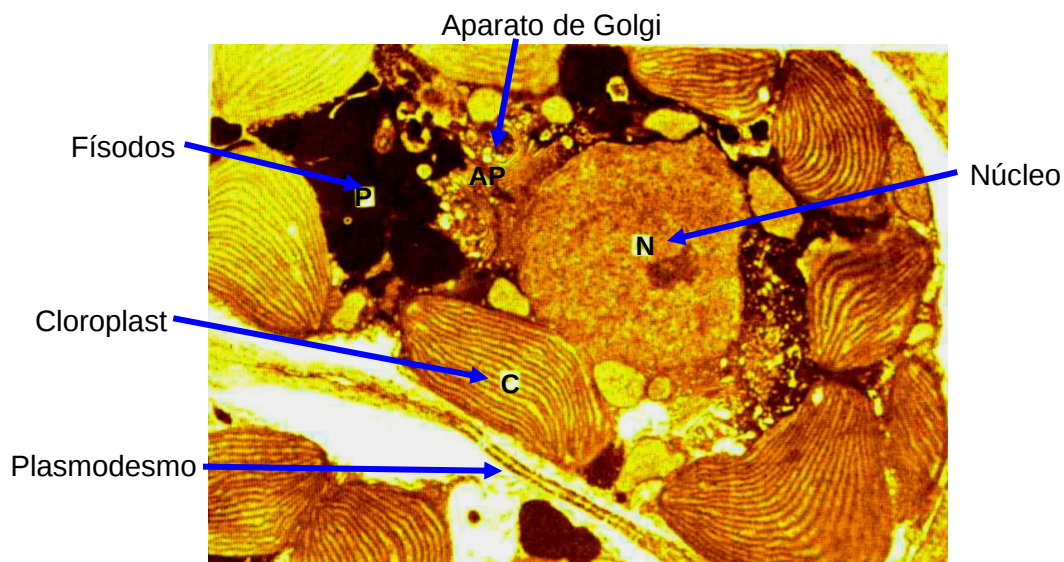


Figura 42. Célula epidérmica de un alga parda (Dawes, 1986).

La pared celular está constituida de celulosa y ficocoloides como la algina y fucoidina, en algunos de ellos se deposita externamente carbonato de calcio. Ninguna alga parda es móvil, sin embargo, en todas se presentan gametos flagelados, estos últimos se encuentran insertados lateralmente, el flagelo tipo látigo, liso o acronemático, sin mastigonemas, es más largo y se desplaza hacia la parte posterior, mientras que el pinnado, piloso o pantonemático con mastigonemas, es a la inversa hacia la parte anterior, la forma general de los gametos es de piriforme a reniforme.

2.1.1.2. Crecimiento

El crecimiento se da a través de una célula apical o conjuntos celulares altamente diferenciados (denominados meristodermos), presentándose los siguientes tipos:

a) Crecimiento terminal, se da por células solitarias, las cuales se dividen transversalmente y de manera sucesiva, dando lugar a los filamentos axiales hacia la base.

b) Crecimiento tricotálico, el cual se da a partir de conjuntos celulares subterminales en los extremos de los ejes, una serie de células cortas se dividen transversalmente, hacia la base del talo, dando lugar a los filamentos axiales, en tanto que hacia el ápice proporcionan alargamiento, sin llegar a producir ramificaciones o pleuridios.

c) Crecimiento intercalar, característico de filamentos a partir de ciertas regiones de los mismos, donde las células se dividen hacia arriba y hacia abajo.

d) Crecimiento marginal, este es característico de organismos multiaxiales, con láminas flabeladas, donde las células del borde del flabelo se dividen para dar lugar a un crecimiento en forma de abanico pudiendo ser tricotálico o bien a partir de meristodermos.

2.1.1.3. Morfología y Anatomía

Los talos en estas algas presentan una organización morfológica que va desde filamentosos simples o ramificados heterótricos, hasta los más complejos que semejan estructuras y órganos parenquimatosos, los mismos se presentan a continuación:

a) Filamentosos heterótricos, ramificados y uniseriados, como es el caso de *Ectocarpus* sp. (Fig. 43)

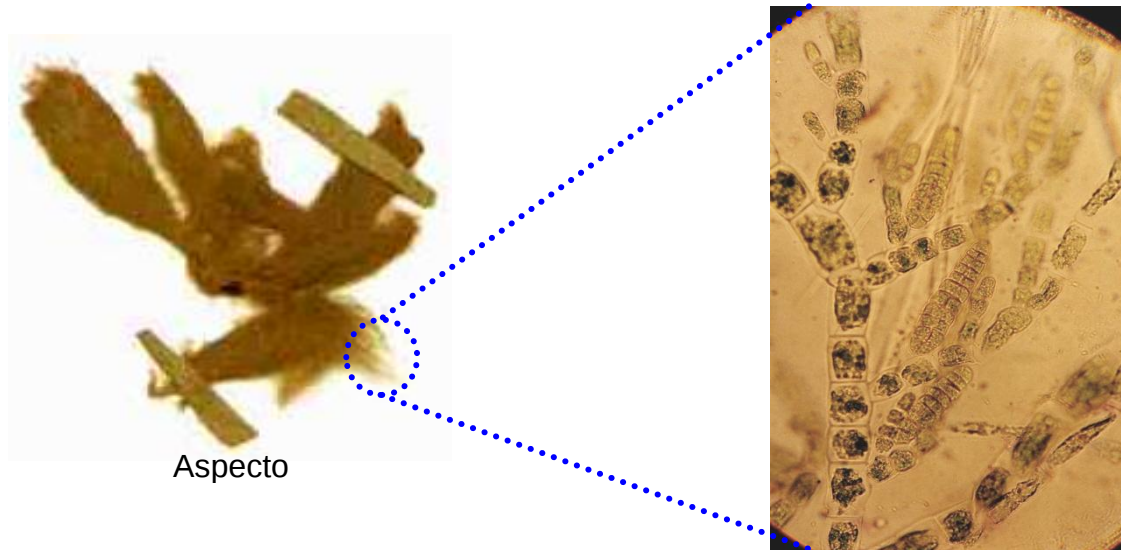


Figura 43. Tipo filamentosos ramificado (*Ectocarpus* sp.)

b) Filamentos heterótricos agregados, ligeramente ramificados (incrustantes) y de forma discoidal, es el caso de *Ralfsia* sp. (Fig. 44)

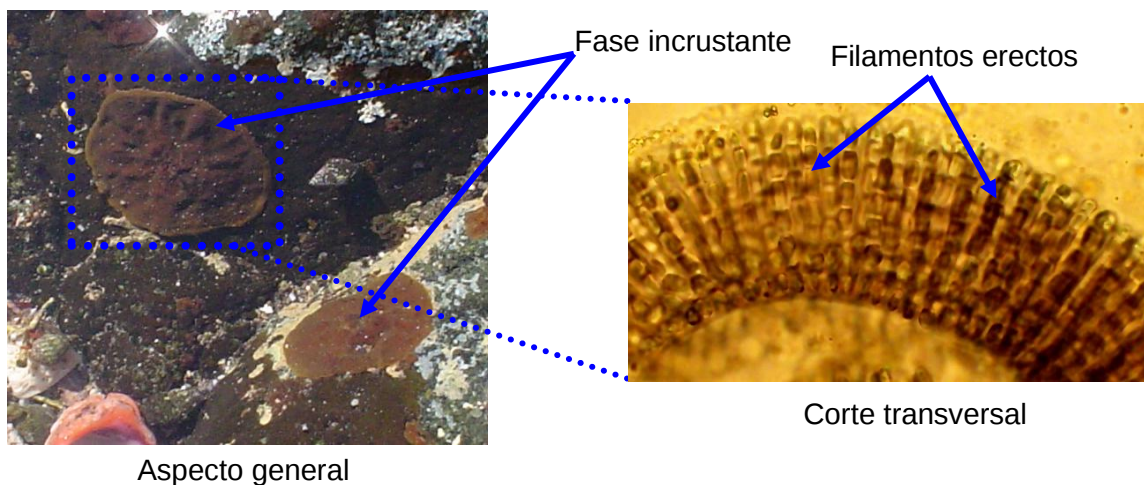


Figura 44. Tipo filamentosos agregado, incrustante y discoidal (*Ralfsia* sp.)

c) Multiaxiales parenquimatosos, son aquellos en los que no se existen espacios intercelulares, y pueden dar origen a estructuras altamente diferenciadas, presentan una serie de células comparables a la epidermis, seguidas de células corticales y estas de células medulares largas a manera de hifas. Los mismos se diferencian en:

- Multiaxial cilíndrico sólo se presentan ramas generalmente dicotómicas, cuya base es un disco de fijación (Fig. 45)

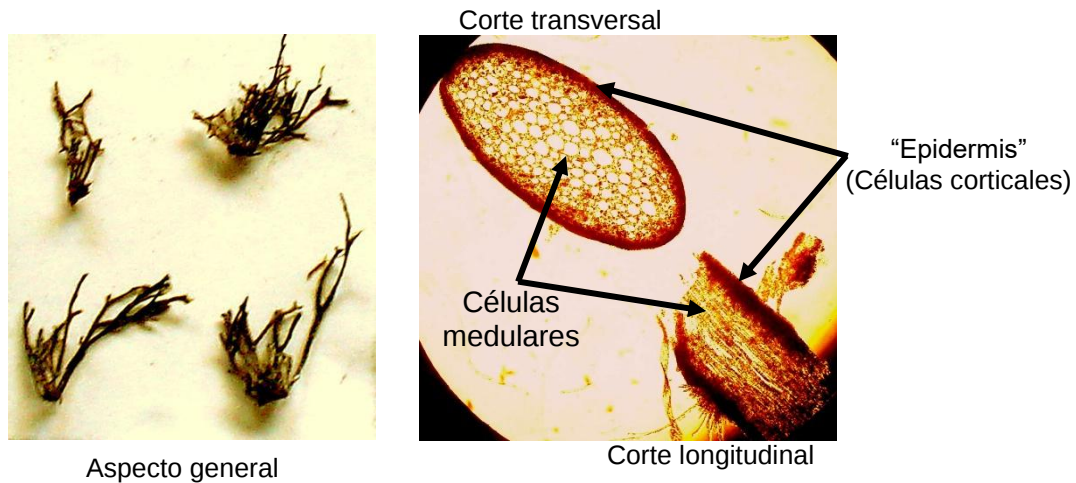


Figura 45. Multiaxial parenquimatoso cilíndrico (*Chnoospora* sp.)

- Multiaxiales laminares: se refiere a talos con grupos de células organizadas, cuyo crecimiento está dado por una célula apical, presentan una sola capa de células medulares, a ambos lados de la misma se desarrolla otra capa de células corticales con plastos, existe un disco de fijación, (Fig. 46 y 47)
- Complejos: algas altamente diferenciadas en organización celular, los talos cuentan con filoides o laminas, estipe o cauloide y discos de fijación o hapeterios, algunos poseen neumatocistos, aerocistos o vesículas de aire (Fig. 48 y 49)

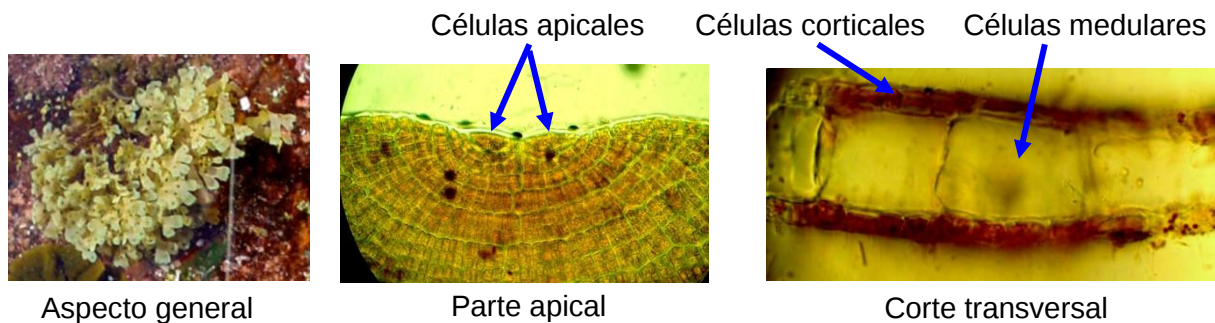
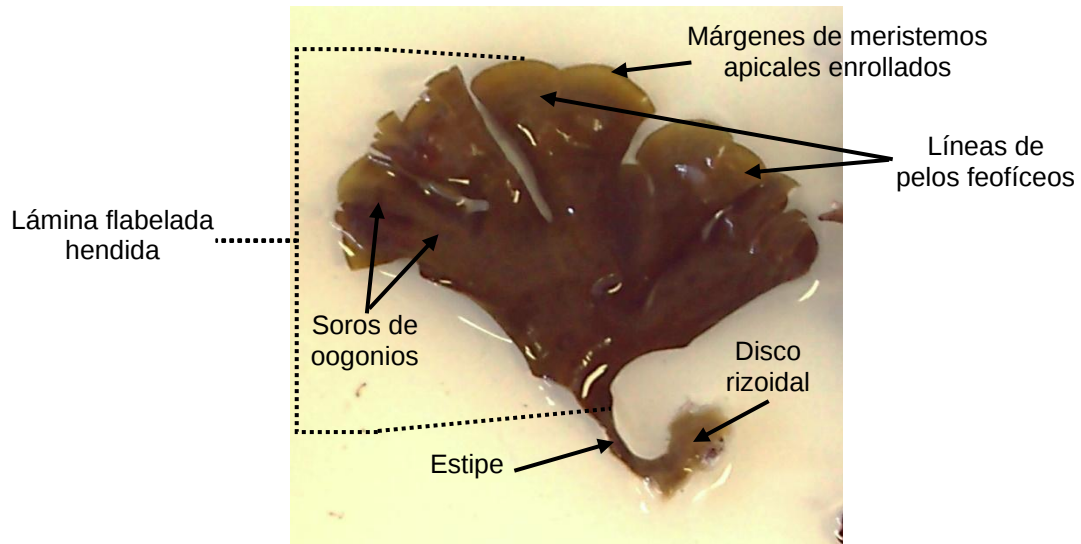


Figura 46. Multiaxial parenquimatoso laminar acintado (*Dictyota* sp.)



Talo laminar flabelado de *Padina* sp.

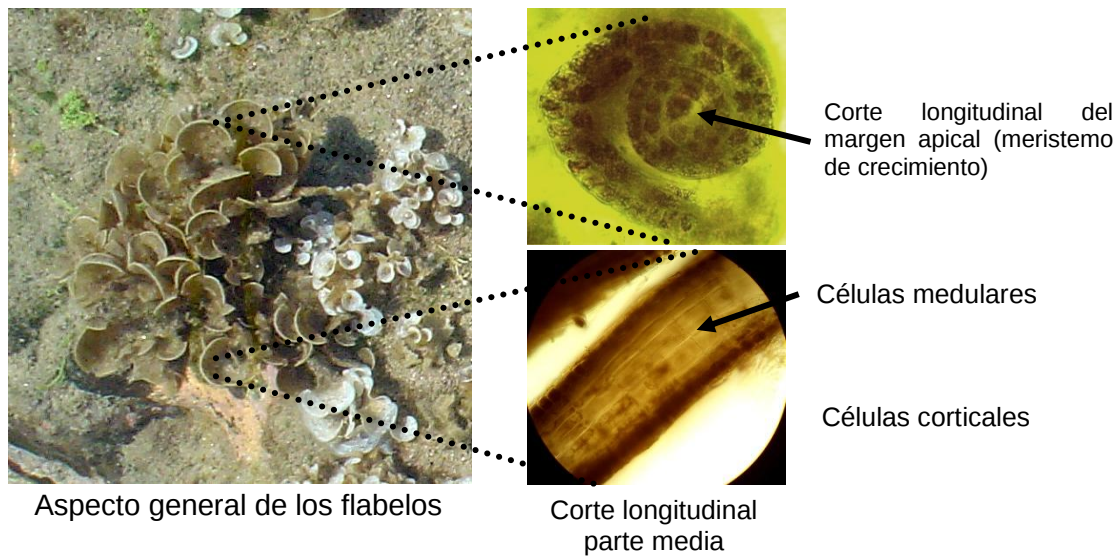


Figura 47. Multiaxial parenquimatoso laminar flabelado (*Padina* sp.)

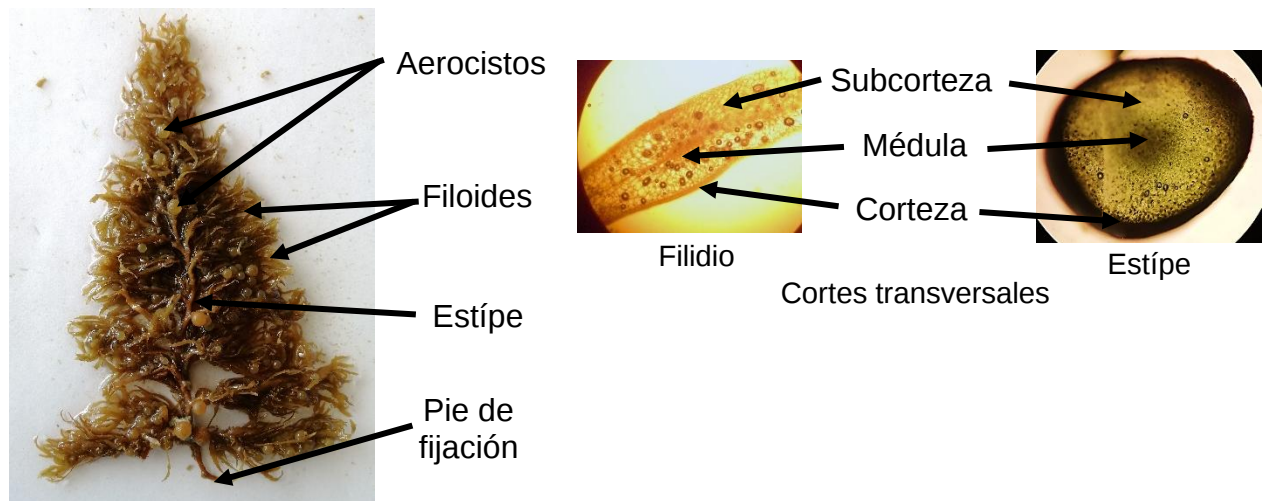


Figura 48. Morfología y anatomía de *Sargassum* sp., talo complejo parenquimatoso.

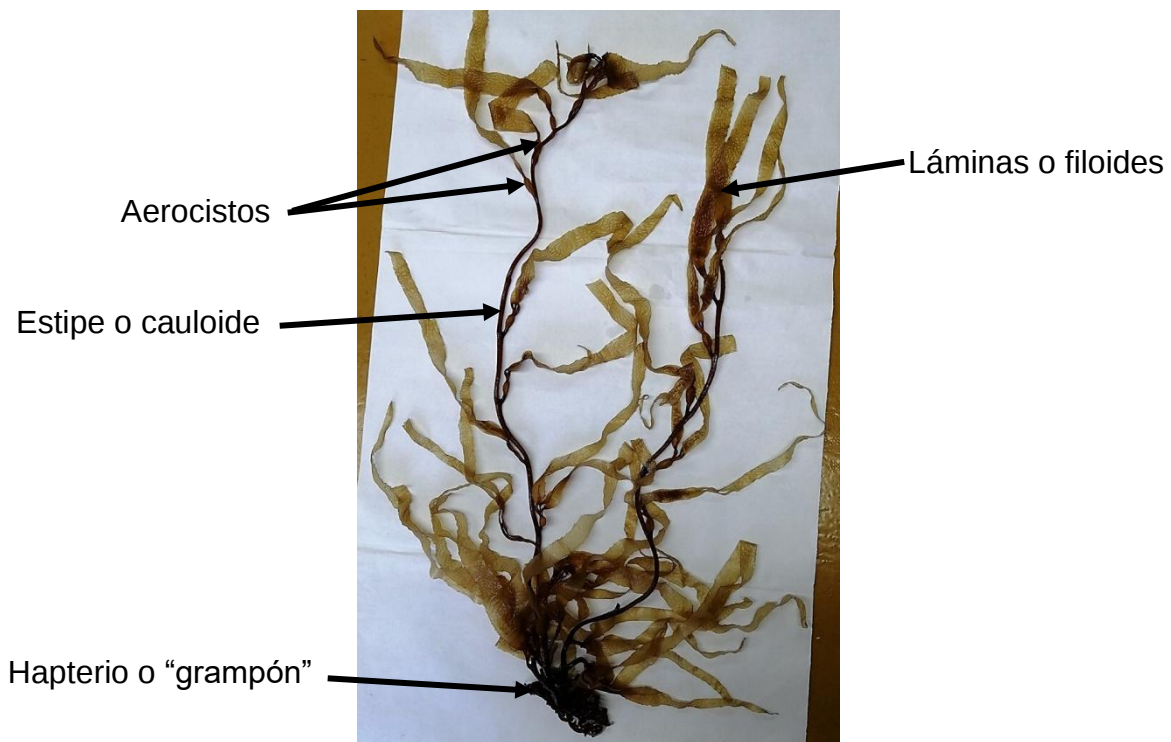


Figura 49. *Macrocyctis pyrifera*, talo complejo parenquimatoso.

El talo de *Macrocyctis pyrifera* presenta una estructura anatómica es más compleja, en el cauloide y filoide se presenta en la parte externa un tejido corticado constituido por células pequeñas con plastos, al que le sigue un conjunto de células de fíodos, en el centro se pueden observar grandes células que constituyen la médula, éstas se observan a manera de grandes filamentos longitudinales o entrelazados cuyo papel al parecer es de conducción (Figs. 50 y 51)

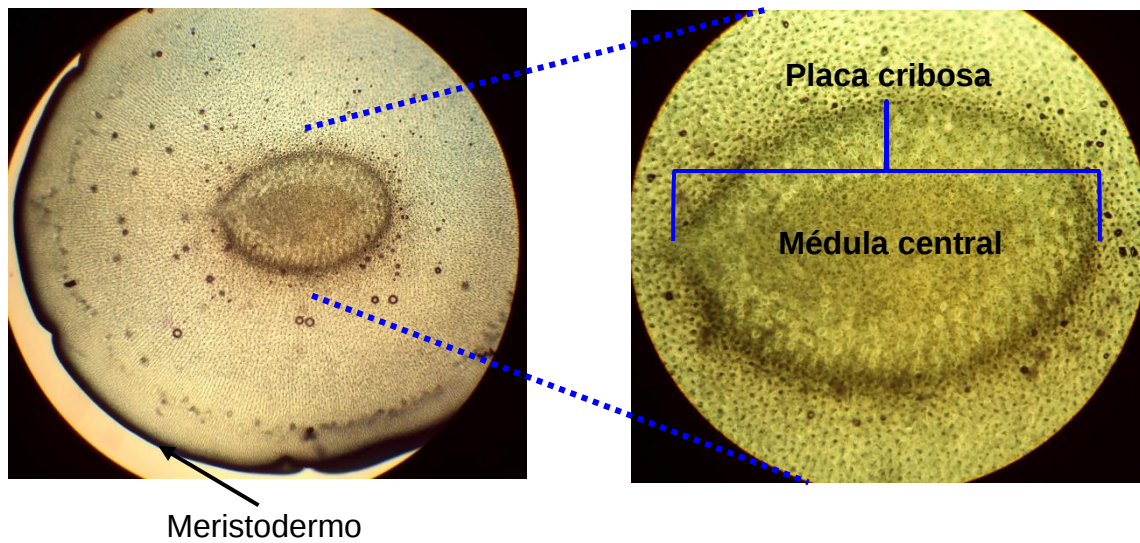


Figura 50. Corte transversal del caulóide de *Macrocystis pyrifera*.

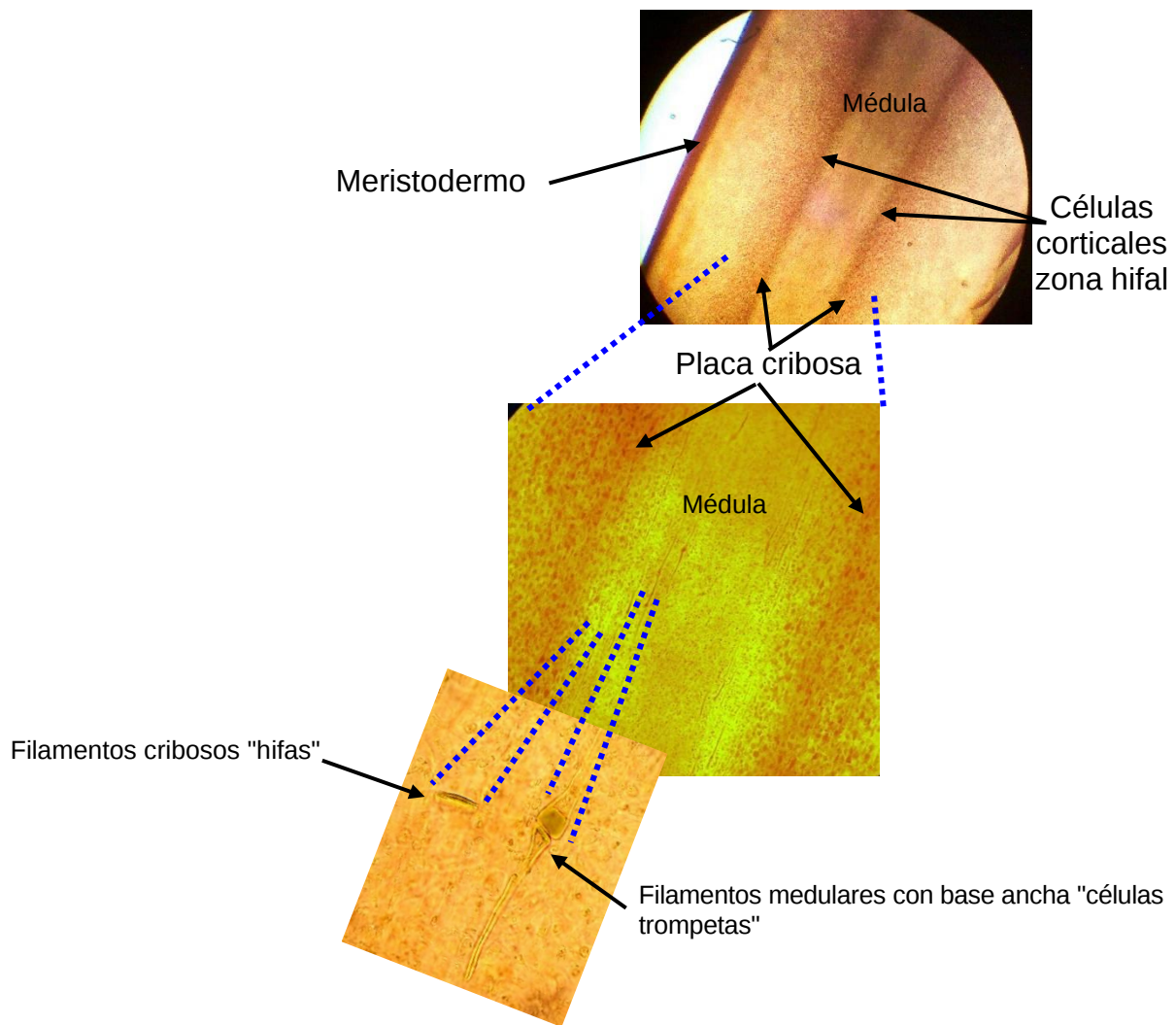
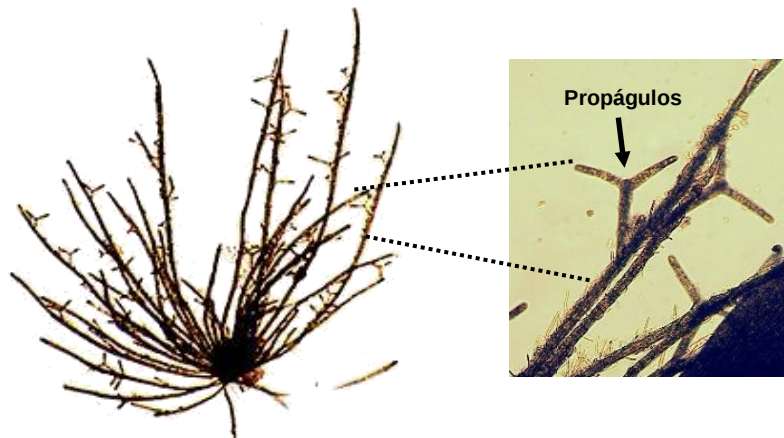


Figura 51. Corte longitudinal del estipe o caulóide de *Macrocystis pyrifera*.

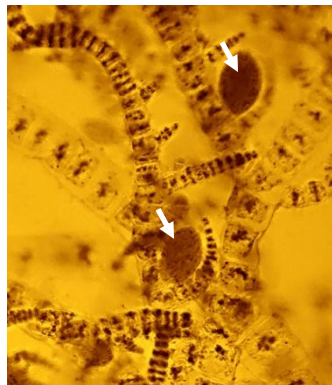
2.1.1.4. Reproducción

La reproducción vegetativa o asexual, se lleva a cabo básicamente por fragmentación y en algunas especies por la difusión de propágulos y por planosporas o aplanosporas, que se originan a partir de esporangios ya sea uniloculares (unangios) o pluriloculares (plurangios), (Fig. 52)



Aspecto general del talo

Sphacelaria sp.



Esporangios uniloculares
(Unangios)



Esporangios pluriloculares
(Plurangio)

Ectocarpus sp.

Figura 52. Estructuras reproductoras asexuales.

La reproducción sexual se realiza puede ser isogámica, anisogámica y oogámica, presentando gametangios uniloculares o pluriloculares, los oogonios suelen encontrarse sobre la lámina entre pequeños filamentos como en *Padina* sp. En las ciclosporeas los gametangios (anteridios y oogonios) se encuentran dentro de estructuras multicelulares en forma de cavidades llamadas en conceptáculos los cuales se pueden encontrar esparcidos en la superficie del talo o agrupados en estructuras infladas denominadas receptáculos (Fig. 53)

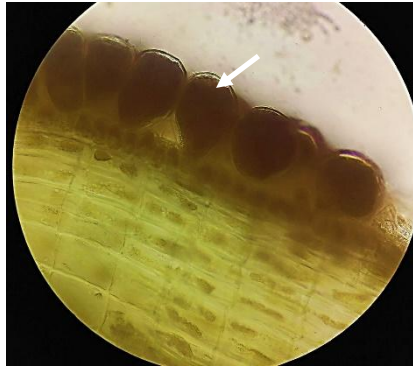
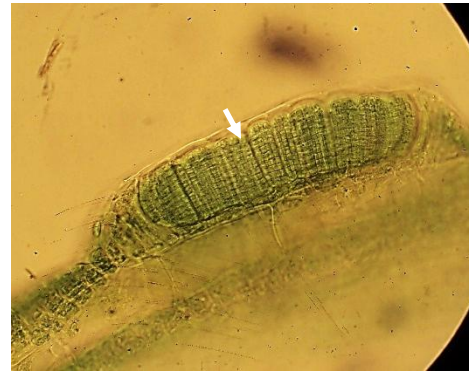
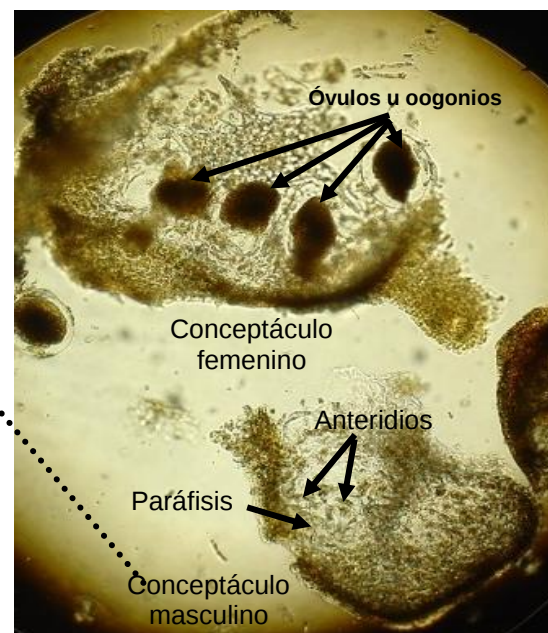
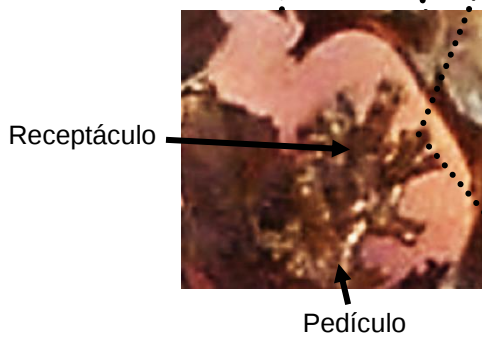
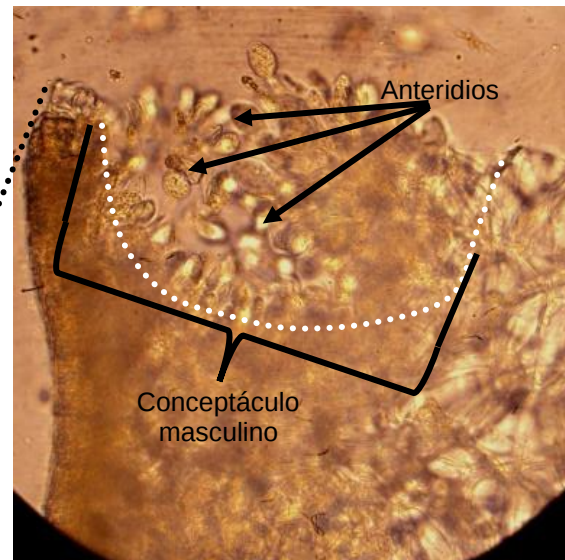
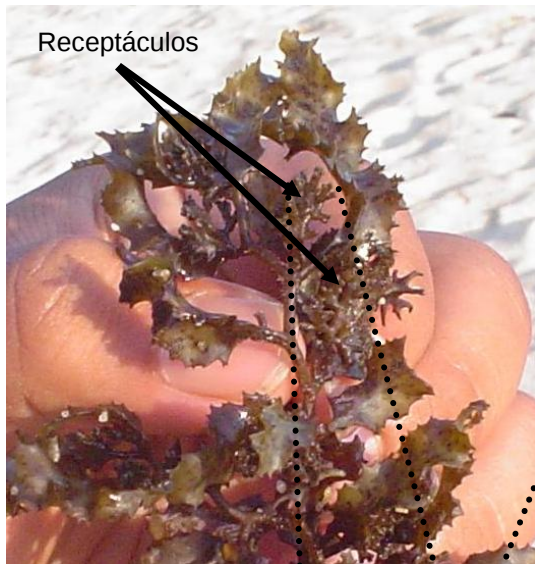
Oogonios en soro de *Padina* sp.Anteridios en soro de *Dictyota* sp.Estructuras reproductoras en *Sargassum* sp.

Figura 53. Estructuras reproductoras sexuales en algas pardas.

Los ciclos son isomórficos y heteromórficos, con meiosis cigótica, esporica o gamética, en algunos géneros se presenta la "partenogénesis", es decir, los gametos no fecundados pueden germinar en nuevos gametofitos.

2.2. Objetivo

- Analizar las características citológicas y morfológicas distintivas de las algas pardas, además de reconocer algunas de las estructuras reproductoras.

ANTES DE INICIAR TU PRÁCTICA ASEGÚRATE DE LAVAR CON ALCOHOL CUBREOBJETOS Y PORTAOBJETOS

2.3. Materiales y equipo

Microscopio compuesto	Miel con fenol	Azul de cresil
Microscopio estereoscópico	Pinzas y agujas de disección	Verde brillante
Cajas de Petri	Navaja para rasurar nueva	Papel higiénico
Porta y cubreobjetos	Lugol	Papel seda
Material biológico: Ectocarpales, <i>Chnoospora</i> sp., <i>Dictyota</i> sp., <i>Padina</i> sp., <i>Sargassum</i> sp. y <i>Macrocytis pyrifera</i> .		

2.4. Desarrollo de la práctica

2.4.1. Citología y morfología de algas pardas filamentosas

a) Sobre la mesa de trabajo prepare un portaobjetos con dos gotas de agua y mediante las pinzas de disección tome una pequeña muestra de filamentos de ectocarpales, colóquela en las gotas de agua del portaobjetos y con agujas de disección separe los filamentos.

b) Agregar dos gotas de lugol, si los filamentos se juntan nuevamente, separarlos con las agujas de disección, colocar el cubreobjetos y deje reposar por dos minutos.

c) Coloque su preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observar:

- La citología: pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, de ser posible el núcleo y estructuras reproductoras.
- La morfología externa: forma del talo simple o ramificado y tipo de ramificaciones en su caso (consultar las páginas 19 a 20).

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

2.4.2. Citología y morfología de algas pardas cilíndricas y/o poligonales parenquimatosas *Chnoospora* sp.

a) Prepare un portaobjetos con dos gotas de agua, mediante las pinzas de disección tome una pequeña muestra de *Chnoospora* sp., sobre la mesa de trabajo realice cortes transversales y longitudinales finos de un ejemplar, se recomienda realizar más de cinco cortes, para el caso consultar las páginas de la 25 a la 28, coloque los cortes en las gotas de agua del portaobjetos y con agujas de disección separe los filamentos.

b) Para este caso no se utilizarán colorantes, ya que los ejemplares mantienen su coloración natural, ponga el cubreobjetos. Coloque su preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observar:

- La citología: pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, de ser posible el o los núcleos y estructuras reproductoras, además ubique la diferenciación de células corticales y medulares.
- La morfología externa: forma del talo simple o ramificado y tipo de ramificaciones en su caso (consulta las páginas 19 a 20)

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

2.4.3. Citología y morfología de algas pardas laminares parenquimatosas *Dictyota* sp. y *Padina* sp.

a) Por separado prepare dos portaobjetos con dos gotas de agua cada uno, mediante las pinzas de disección tome una pequeña muestra de *Dictyota* sp. y *Padina* sp., sobre la mesa de trabajo realice cortes longitudinales de cada ejemplar, recomienda realizar más de cinco cortes, para el caso consultar las páginas de la 25 a la 28, coloque los cortes en las gotas de agua de los portaobjetos.

b) Para este caso no se utilizarán colorantes, ya que los ejemplares mantienen su coloración natural, ponga el cubreobjetos. Coloque su preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observar:

- La citología: pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, de ser posible el o los núcleos y estructuras reproductoras, además ubique la diferenciación de células corticales y medulares. Para el caso de *Dictyota* sp., coloque una muestra de la parte apical de la lámina y observe las células apicales.
- La morfología externa: forma del talo simple o ramificado y tipo de ramificaciones en su caso (consulta las páginas 19 a 20)

c) De la observación de los ejemplares herborizados de *Padina* sp., ubique la estructura de fijación rizoides o disco rizoidal, estipe, lámina o flabelo.

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

2.4.4. Citología y morfología de algas pardas parenquimatosas complejas *Sargassum* sp. y *Macrocystis pyrifera*.

a) Prepare un portaobjetos con dos gotas de agua, mediante las pinzas de disección separe un filioide de *Sargassum* sp. y sobre la mesa de trabajo realice cuando menos cinco cortes transversales, para el caso consultar las páginas de la 25 a la 28 coloque los cortes en las gotas de agua del portaobjetos.

b) Para este caso no se utilizarán colorantes, ya que los ejemplares mantienen su coloración natural, ponga el cubreobjetos. Coloque su preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observar:

- La citología: pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, de ser posible el o los núcleos, además ubique la diferenciación de células corticales, subcorticales y medulares.

c) Prepare un portaobjetos con dos gotas de agua, ubique los receptáculos de *Sargassum* sp. y sobre la mesa de trabajo realice cuando menos cinco cortes transversales o realice un picadillo fino de los receptáculos, coloque los cortes en las gotas de agua del portaobjetos, no utilice colorantes, ponga el cubreobjetos. Coloque su preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observar:

- Receptáculos y diferencie si son ramas anteridiales u oogonios.

d) Utilice las preparaciones semipermanentes de cortes transversales y longitudinales del estipe de *Macrocystis pyrifera*. Coloque su preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con 10X, pase al objetivo de 40X y de ser necesario utilice aceite de inmersión para observar las diferentes células con el objetivo de 100X:

- Placa cribosa, médula central, filamentos cribosos "hifas" y filamentos medulares con base ancha "células trompetas".

e) De la observación de los ejemplares herborizados de *Sargassum* sp. y *Macrocystis pyrifera*, ubique la estructura de fijación (hapterios o grampón o rizoides), estipe o caulioide, filoides o láminas y neumatocistos o aerocistos.

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS
OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

Utiliza la tabla para llenar el cuadro de las características de las especies que observaste.

Especies	Tipos de talo	Estructuras de fijación	Reproductores	Tipo de células	Condición nuclear	Plastos y/o pirenoides	
						Forma	Posición

PRÁCTICA 3

CITOLOGÍA Y MORFOLOGÍA DE RHODOPHYTA (Algas rojas)

1. Introducción

1.1. Citología

Las algas rojas presentan talos cuya coloración es producida por la clorofila *a*. Erróneamente se ha mencionado la existencia de clorofila *d* en los cloroplastos de estas algas, sin embargo, se ha demostrado que dicha clorofila proviene de *Acaryochloris marina*, una cianobacteria epifita de algas rojas (Murakami *et al.* 2004).

Los pigmentos ficobilínicos dominantes son B-ficoeritrina, R-ficoeritrina y C-ficoeritrina, que proporcionan tonalidades rojas, y R-ficocianina y aloficocianina que dan tonalidades azules, los cuales enmascaran a los carotenoides, α y β carotenos, y las xantofilas luteína, zeaxantina, anteraxantina y violaxantina.

Las reservas alimenticias, producto de la fotosíntesis, generalmente se almacenan como gránulos citoplasmáticos de rodamiolón o almidón de las florídeas, adicionalmente se puede encontrar manitol, sorbitol, dulcitol y floridasa, isofloridasa o digeneasida.

Los principales constituyentes de la pared celular son: celulosa, ficocoloides como agar y carragenano, además de funorano y furcellarina. Varias especies de algas rojas contienen impregnaciones de carbonato de calcio en forma de calcita.

Las algas rojas pueden presentar uno o más núcleos, en cuanto a los plastos éstos son de origen endosimbiótico primario, poseen tilacoides individuales, es típico de las bangiofíceas un plastidio axial con un pirenoide central, en tanto que en las florideofíceas se presentan en gran número pequeños y discoidales, aunque también los hay irregulares y en forma de banda, por lo general en las formas más evolucionadas no se observan los pirenoides (Fig. 54)

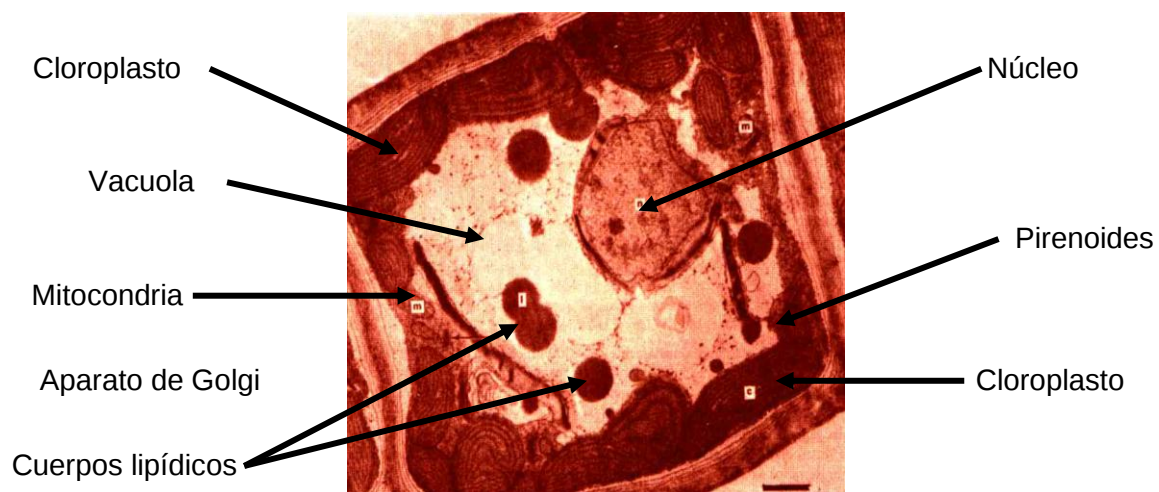


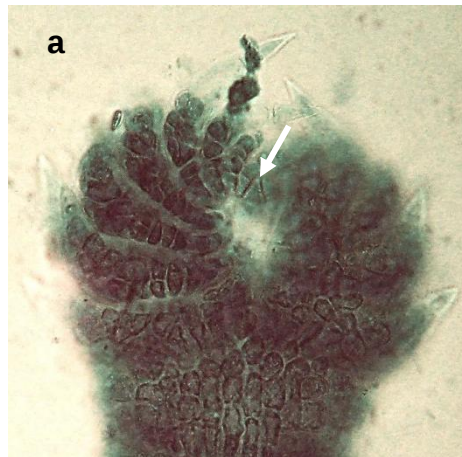
Figura 54. Célula vegetativa de un alga roja (Modificado de Dawes, 1986)

Las células de las algas rojas carecen de centriolo y por lo mismo no presenta células flageladas, ciertas especies muestran una iridiscencia característica de color verde o azul localizada en cuerpos llamados iridiscentes los que al parecer contienen material proteico, taninos, fenoles y otros materiales desconocidos, observándose principalmente en las Ceramiales y Rhodymeniales.

1.2. Crecimiento

En las bangiofíceas se presenta un crecimiento intercalar, siendo raro el apical, en cuanto a las florideofíceas en su mayoría presentan apical y raramente intercalar. A continuación, se muestran los tipos de células de crecimiento para las florideofíceas:

a) Células acutadas: aquellas que terminan en una punta aguda o pico como el caso de *Centroceras* sp. (Fig. 55)



Centroceras sp.



Tayloriella sp.

Figura 55. Célula apical acutada en a) *Centroceras* sp. y b) *Tayloriella* sp.

b) Células redondeadas: aquellas cuyo final es atenuado (semiesférico), pueden ser conspicuas, como es el caso de *Ceramium* sp. (Fig. 56)



Figura 56. Célula apical redondeada en *Ceramium* sp.

c) Células inmersas: localizadas en el fondo de una cavidad apical y en ocasiones protegidas por filamentos estériles (tricoblastos), como en *Laurencia* sp. (Fig. 57)



Figura 57. Célula apical inmersa en *Laurencia* sp.

d) Meristemos intercalares o conjuntos celulares: son agrupaciones de células similares localizadas en las partes intercalares, no se presenta una célula única que se encargue del crecimiento, es el caso de *Amphiroa* sp. (Fig. 58), estos también pueden ser apicales.

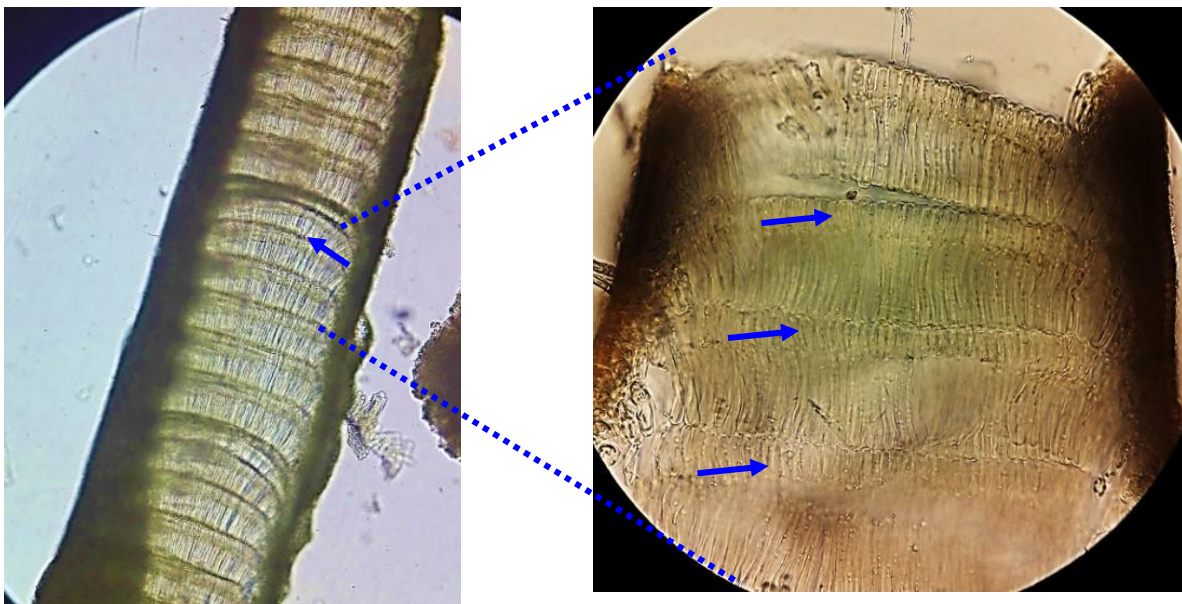


Figura 58. Meristemos intercalares en *Amphiroa* sp.

1.3. Diversidad Morfológica de Rhodophyta

De acuerdo a su diversidad morfológica se pueden observar desde unicelulares y consorcios (Fig. 59)

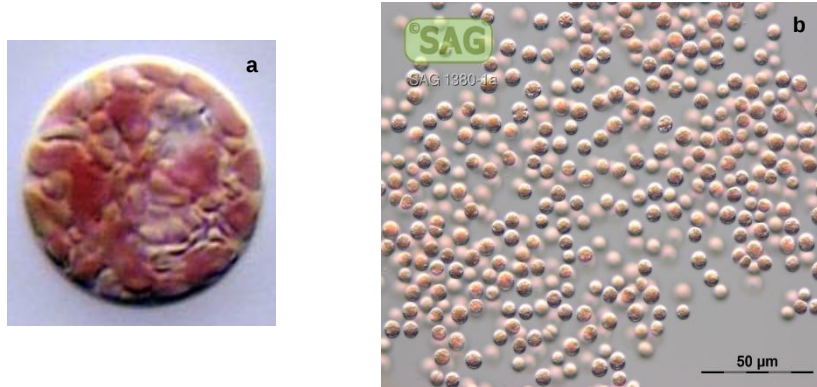


Figura 59. Tipos a) unicelular (*Rhodella* sp. <https://eol.org/pages/898585>) y b) consorcio (*Porphyridium* sp.)

Otras son pluricelulares primitivas, como las pseudofilamentosas multiseriadas (Fig. 60a) y las filamentosas simples uniseriadas (Fig. 60b)

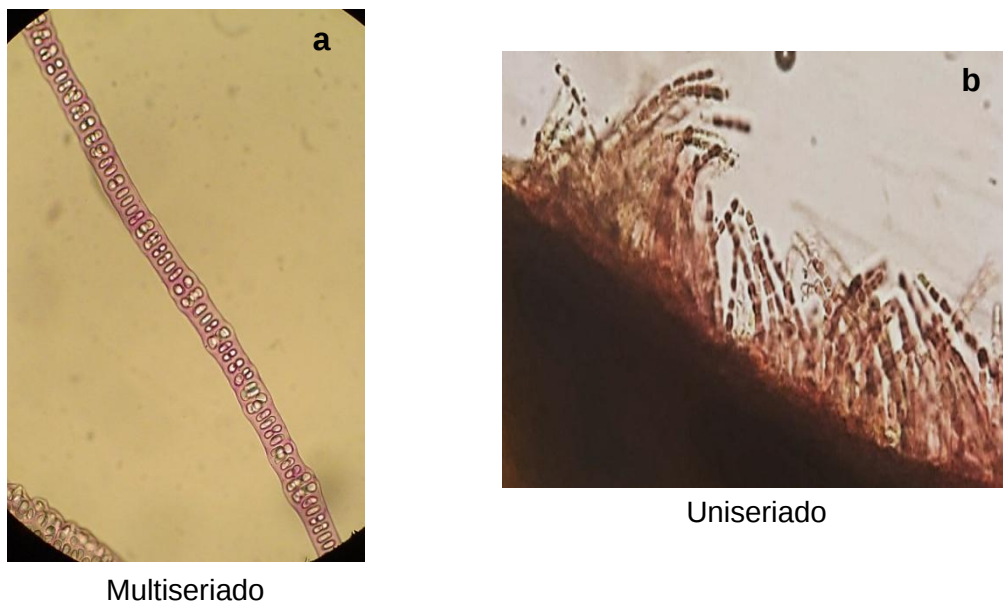


Figura 60. a) Tipo pseudofilamentoso multiseriado (*Bangia* sp.) b) filamentosos simple uniseriado (*Achrochaetium microcopicum*)

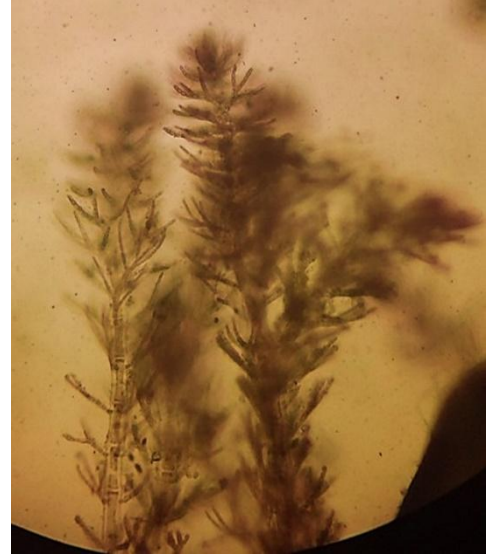
También se presentan como filamentosas ramificadas con diferentes variantes (Fig. 61), generalmente corresponden a formas epífitas.



Stylonema alsidii,
filamento de
ramificación alternada



Antithamnionella
breviramosa, filamento de
ramificación verticilada



Callithamniella pacifica,
filamento de ramificación
fuertemente verticilada

Figura 61. Talos filamentosos ramificados.

Mediante la unión de filamentos se ha evolucionado hacia los talos laminares pseudoparenquimatosos y monostromáticos (una hilera de células en grosor) o distromáticas (dos hileras de células en grosor) como algunas especies de *Porphyra* sp. (Fig. 62)

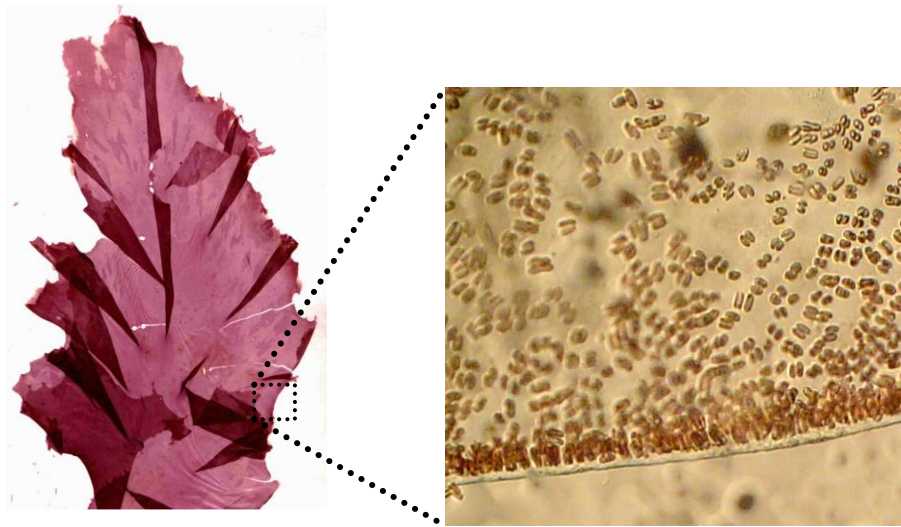
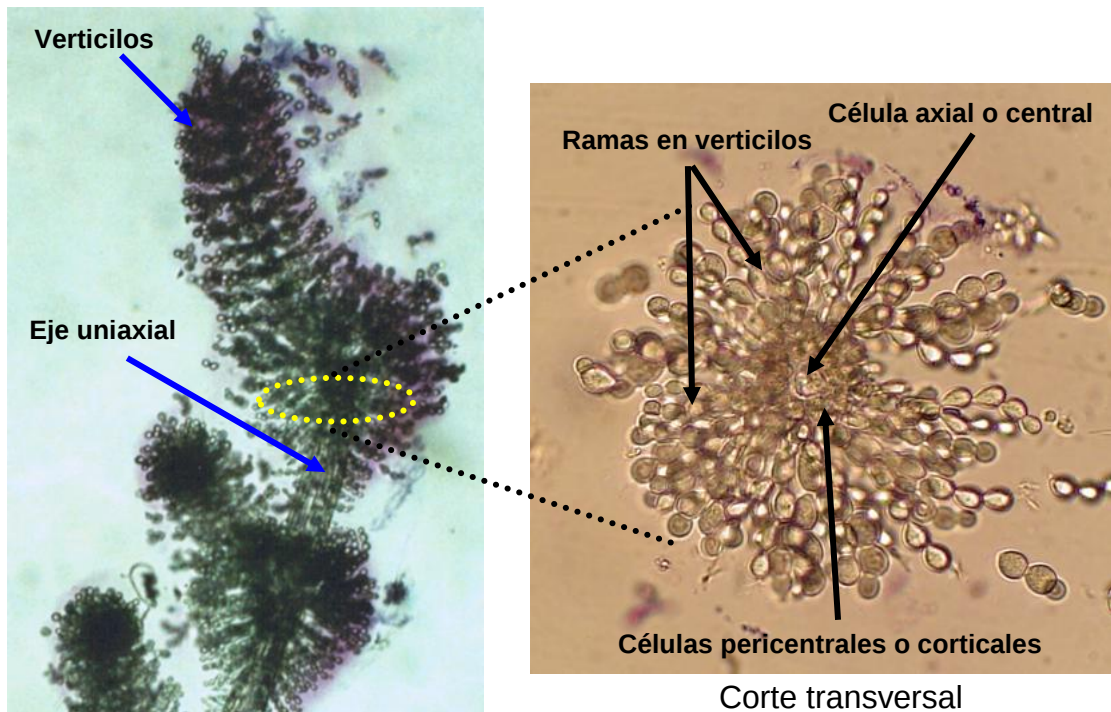


Figura 62. Tipo laminar pseudoparenquimatoso monostromático (*Porphyra* sp.)

Las líneas morfológicas del grupo complejo, abarcan desde las uniaxiales simples, donde existe una hilera de células centrales a partir de las cuales se derivan las células pericentrales y ramificaciones en forma de verticilos (*Batrachospermum* sp., Fig. 63).

Otros presentan combinaciones de filamentos uniseriados con zonas corticadas (*Ceramium* sp., Fig. 64)



Talo completo verticilado

Figura 63. Tipo uniaxial verticilado (*Batrachospermum* sp.)

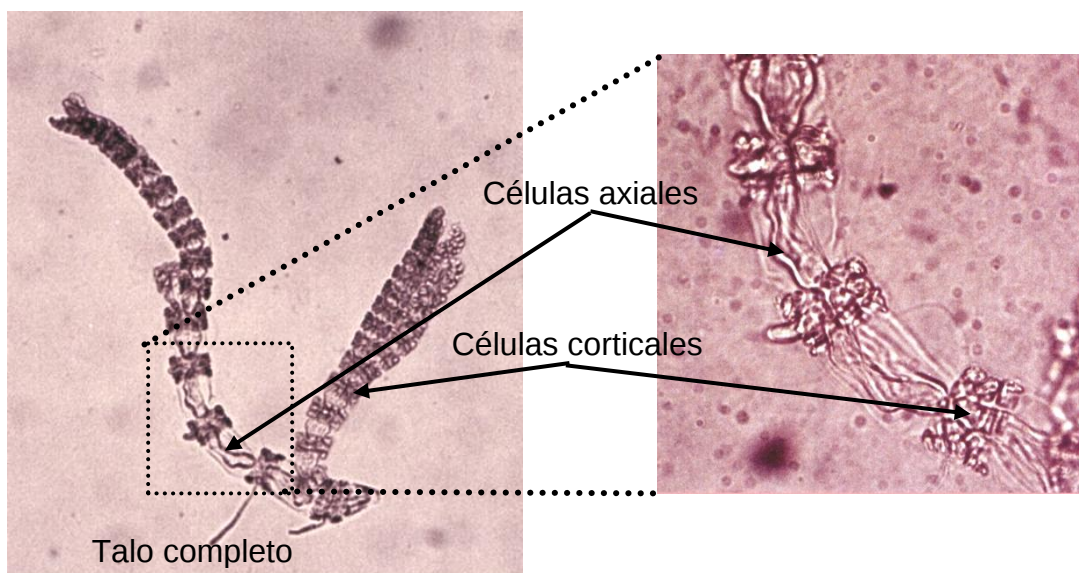


Figura 64. Tipo uniaxial combinado, filamento axial y células corticales (*Ceramium* sp.)

Las algas rojas de talos cilíndricos pseudoparenquimatosos con estructura polisifónica, estas en corte transversal se les observa una célula apical o central rodeada de células

pericentrales, a partir de esta misma célula se forman las ramificaciones (*Tayloriella dictyurus*, Fig. 65)

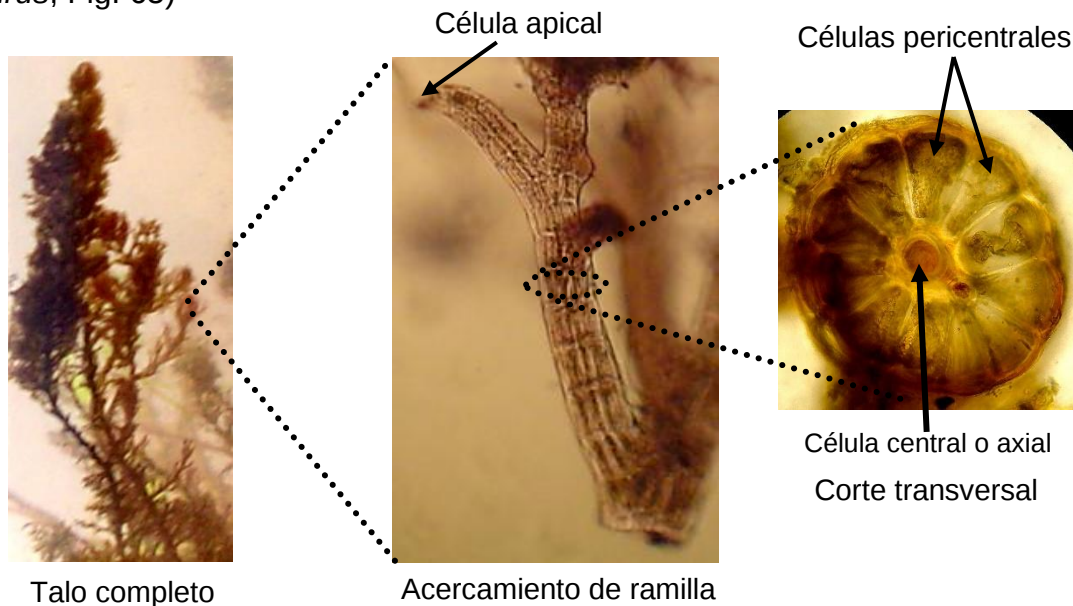


Figura 65. Talo típicamente polisifónico (*Tayloriella dictyurus*)

El caso extremo de los talos cilíndricos polisifónicos se observa en las algas rojas uniaxiales corticadas, las que presentan una célula central rodeada de células medulares y una especie de epidermis formada por pequeñas células corticales (Fig. 66)

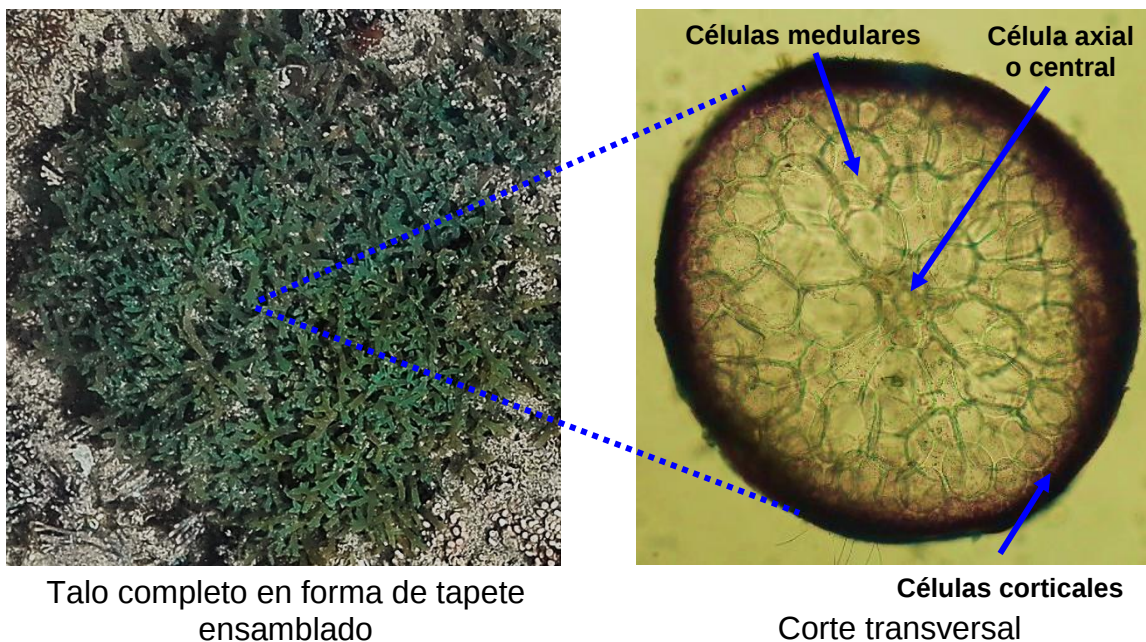


Figura 66. Tipo uniaxial corticado cilíndrico (*Hypnea* sp.)

Otro grupo de tipo uniaxial corticado, lo forman las que presentan talo folioso como es el caso de *Plocamium* sp., estas también muestran una célula central la que da origen a las medulares y corticales (Fig. 67)

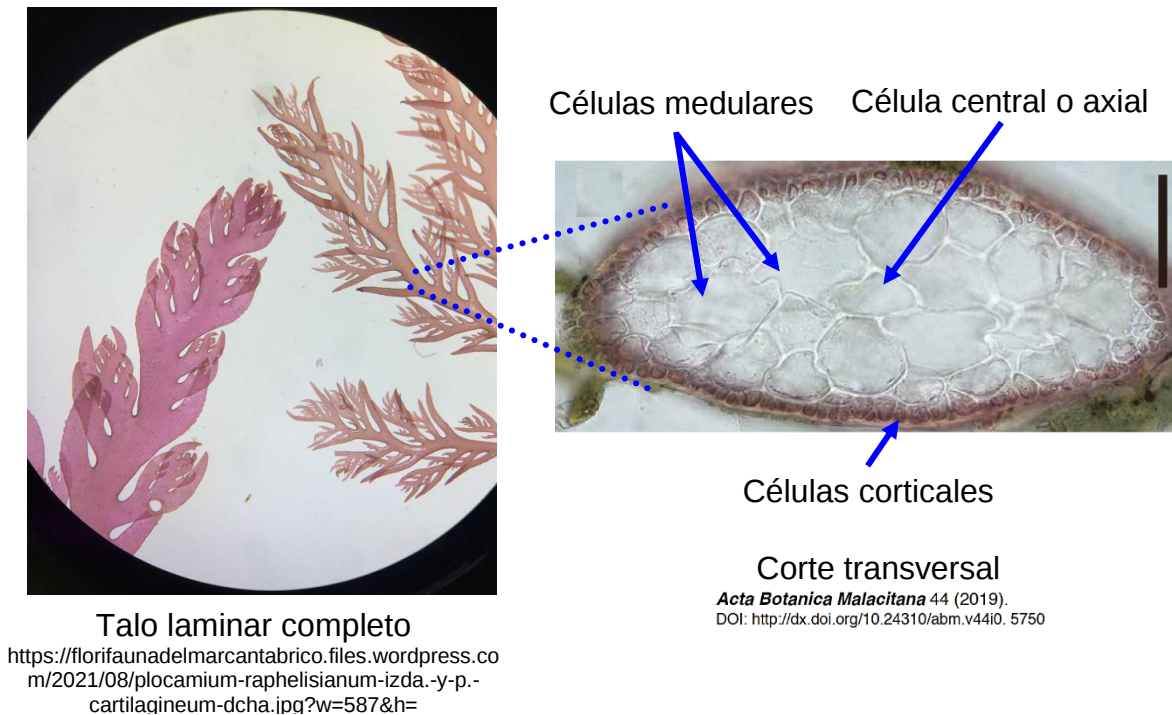


Figura 67. Talo uniaxial corticado folioso (*Plocamium* sp.)

Las algas rojas complejas se derivan de formas filamentosas que se ramifican y pueden estar fusionadas o no conformando un aspecto pseudoparenquimatoso o bien la diferenciación escasa de tejido en forma de estructuras parenquimatosas.

Las más evolucionadas están representadas por las multiaxiales, en las que el eje principal está compuesto por varios filamentos o hileras de células paralelas o casi paralelas, las mismas pueden ser corticadas cilíndricas como *Amphiroa* sp., *Jania* sp., *Gaulaxaura* sp., las que también tienen en sus paredes celulares impregnaciones de carbonato de calcio. Algunas algas coralináceas presentan una disposición característica del desarrollo de las células, observándose básicamente dos regiones: a) células geniculares y b) células intergeniculares (Fig. 68)

Existen cilíndricas que no tienen carbonato de calcio, en los espacios intercelulares muestran sustancias ficocoloides como el agar y carragenano, es el caso de *Eucheuma* sp., que presentan carragenano. (Fig. 69) y algunas especies de *Gracilaria* con agar.

También las hay foliosas corticadas, es el caso de *Grateloupia* sp. (Fig. 70) y *Gigartina* sp., las que incluso tienen una serie de células medulares estrelladas interconectadas.

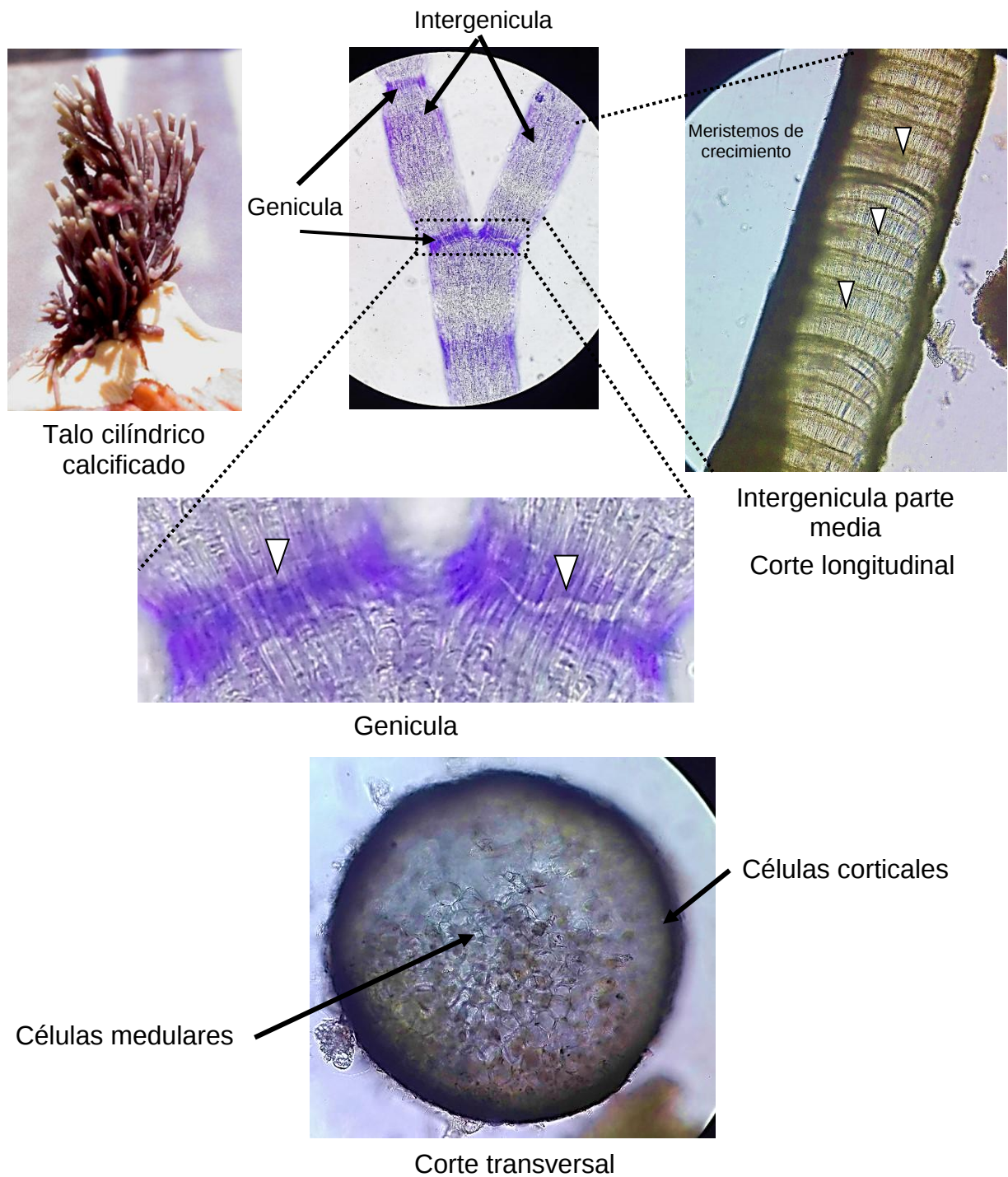


Figura 68. Tipo Multiaxial corticado cilíndrico (*Amphiroa* sp.)

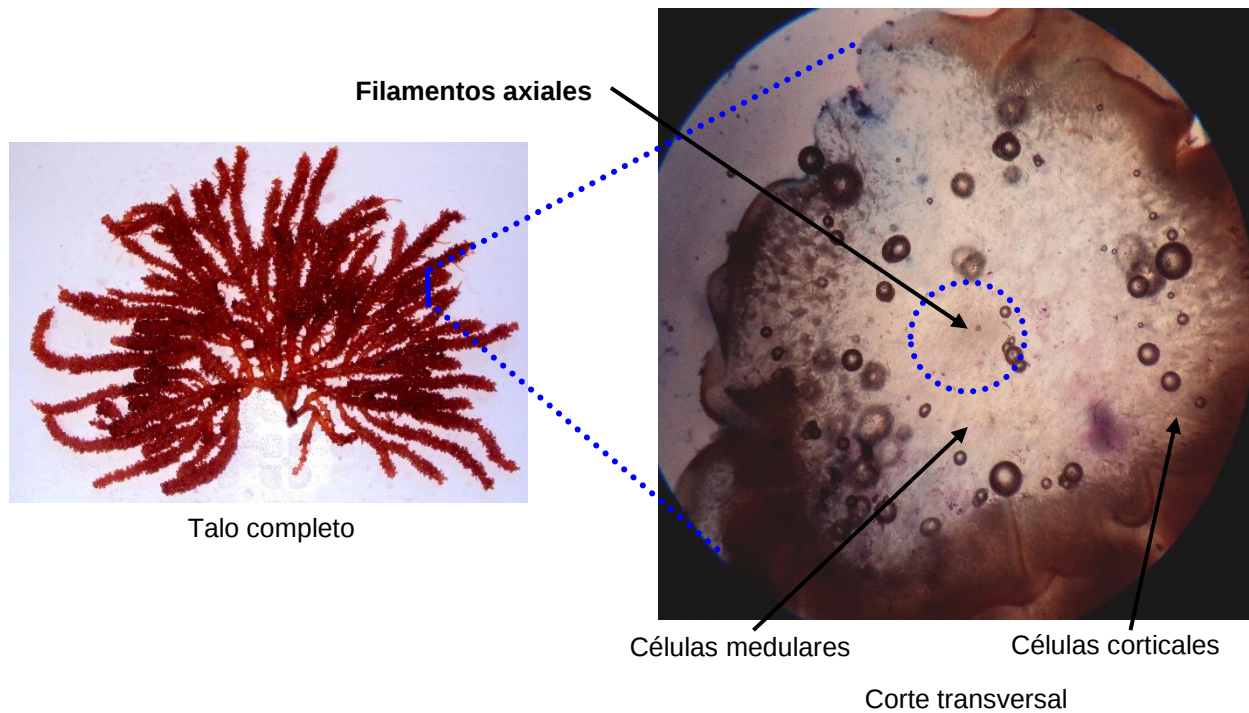


Figura 69. Talo multiaxial corticado cilíndrico (*Eucheuma* sp.)

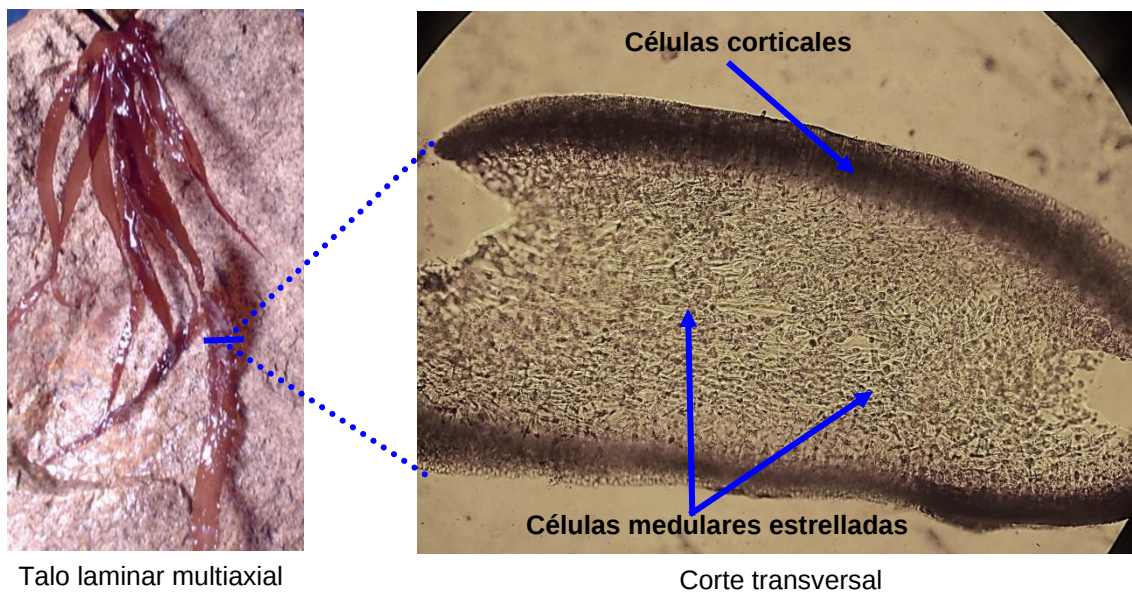


Figura 70. Talo multiaxial corticado folioso o folioso (*Grateloupia* sp.)

1.4. La reproducción

La reproducción asexual es común en Bangiophyceae y rara en Florideophyceae, ésta se lleva a cabo por simple metamorfosis en células vegetativas a las cuales se les denomina monosporangios y la espora resultante monospora (Fig. 71)

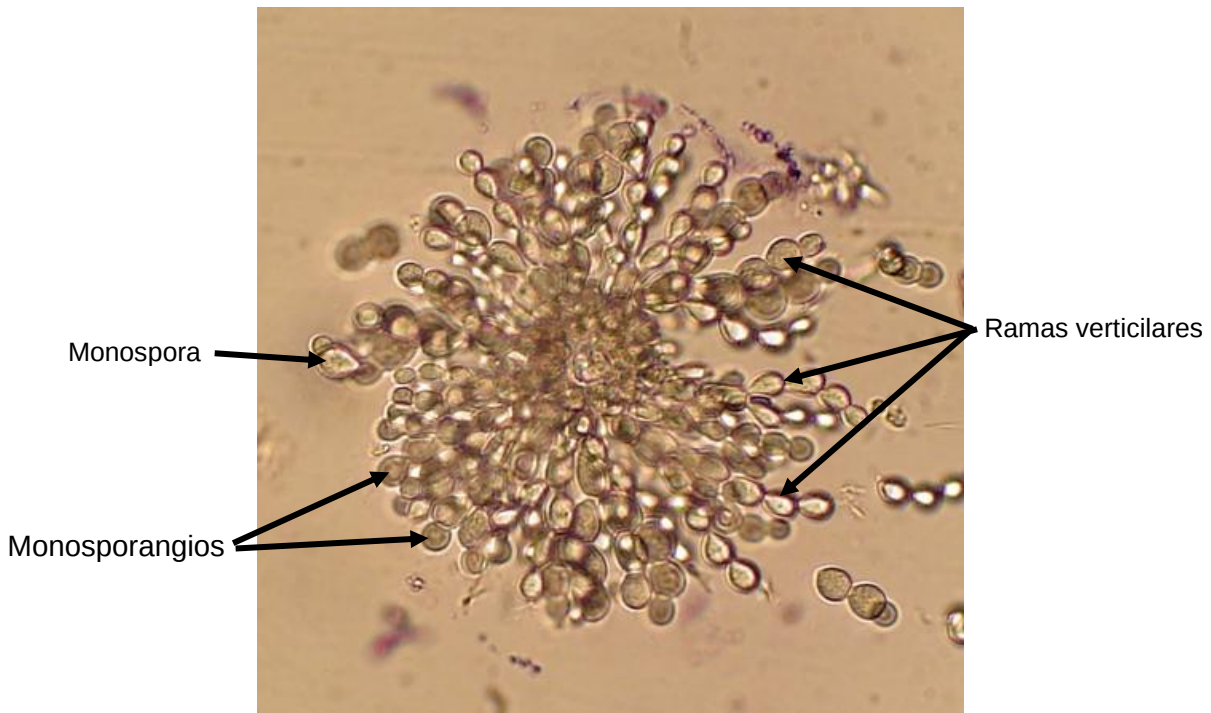


Figura 71. Monosporangios en *Batrachospermum* sp.

Las estructuras asociadas con la reproducción sexual en las algas rojas son tan diferentes de las demás algas, que se ha creado una terminología especial para describirlas.

La reproducción sexual poco se conoce en las bangiofíceas, ésta se encuentra mayormente explicada para el caso de las florideofíceas.

El gameto masculino es llamado espermacio y carece de flagelos, mientras que al femenino se le denomina carpogonio y presenta una extensión apical de diferente tamaño llamada tricógina (Fig. 72).

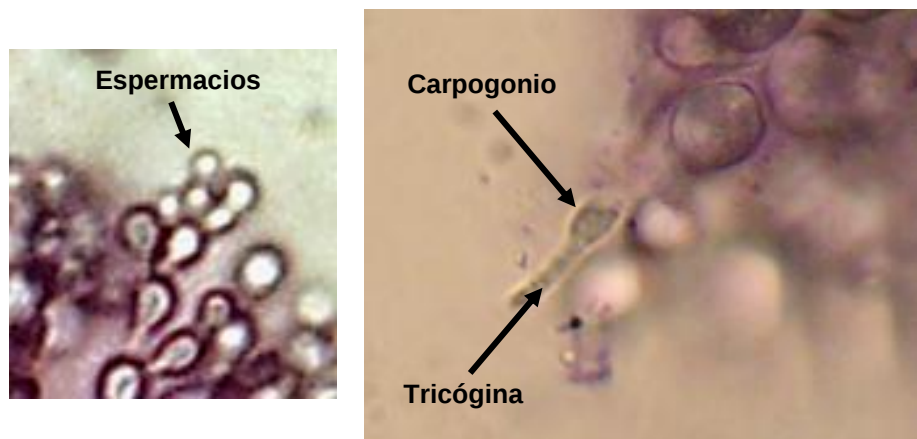


Figura 72. Gametangios en *Batrachospermum* sp.

El núcleo del carpogonio, gametangio femenino, es retenido en el mismo donde se lleva a cabo la fecundación y formación del cigoto, el desarrollo posterior origina una fase multicelular llamada carposporofito (diploide), el cual está constituido por un conjunto de filamentos gonimoblásticos, rodeado de una capa de células estériles denominada pericarpo.

El pericarpo más el carposporofito se denomina cistocarpo, a partir del carposporofito se desarrollan carposporangios en los extremos de los filamentos gonimoblásticos, los cuales dan origen a las carposporas (Fig. 73)

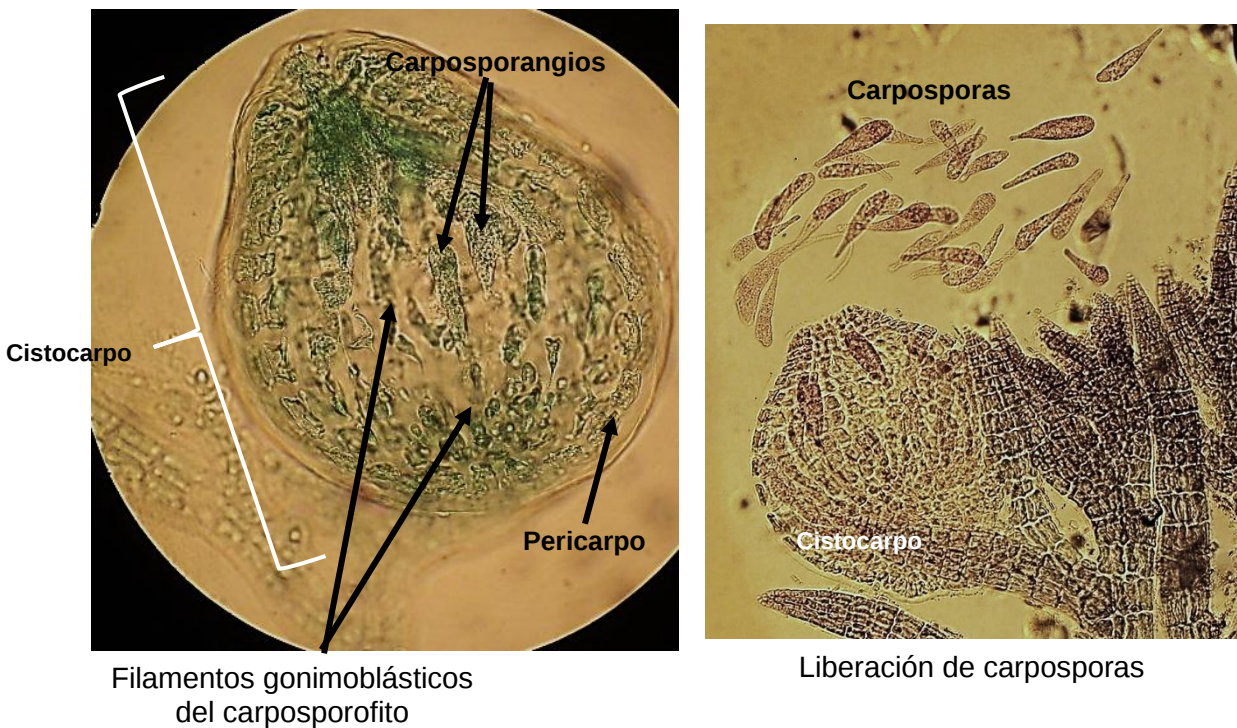


Figura 73. Estructura del cistocarpo (periarmo + carposporofito) en *Herposiphonia* sp.

Las carposporas por germinación dan origen a una nueva estructura multicelular llamada tetrasporofito (diploide), en la cual se desarrollan los tetrasporangios que por meiosis originan las tetrasporas, las que se desarrollan para dar lugar al gametofito. Los tetrasporangios pueden ser de tres tipos: zonados, cruciados y tetrahédricos (Fig. 74), el conjunto de tetrasporangios tetrahédricos se denomina estiquidio (Fig. 75)



Tetrasporangios tetraédricos de *Tayloriella* sp.



Tetrasporangios tetrahédricos en *Ceramium* sp.



Tetrasporangios zonados en *Centroceras* sp.

Figura 74. Tetrasporangios.

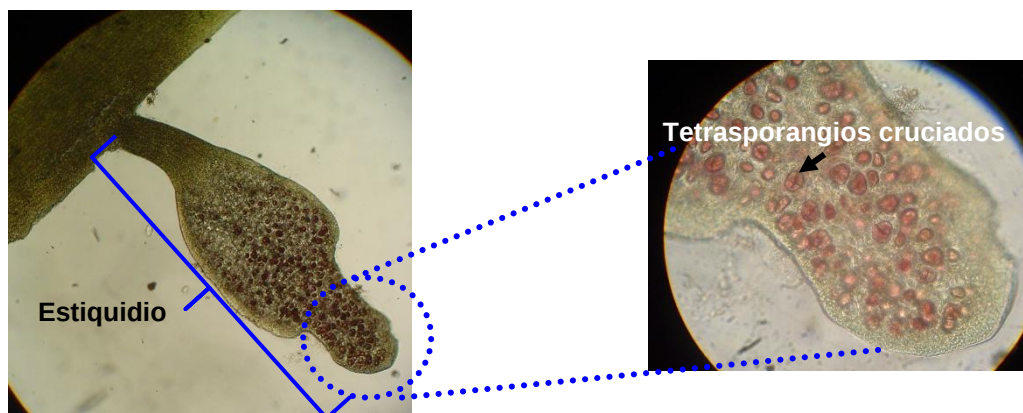


Figura 75. Estiquidio tetrasporangial.

La importancia económica de las algas rojas es ampliamente conocida, ya que son utilizadas en la dieta alimenticia del humano y la presencia de ficocoloides permite la obtención de sustancias para uso industrial en la cosmetología y gastronomía es el caso del agar y el carragenano.

Se localizan principalmente en las regiones tropicales, aunque los ejemplares más grandes son característicos de regiones subtropicales y templadas. La mayoría de las rodófitas son marinas de zonas intermareales e infralitorales, en costas rocosas, asociadas con los arrecifes coralinos, o en playas abiertas, algunas especies marinas son capaces de extenderse hacia los estuarios u otros hábitats salobres.

Pocas especies son de aguas dulces de temperaturas frías es el caso de *Batrachospermum moniliforme* la cual se puede localizar en arroyos de las partes más altas del estado de Michoacán.

2. Objetivo

- Analizar las características citológicas y morfológicas distintivas de las algas rojas, además de reconocer algunas de las estructuras reproductoras.

ANTES DE INICIAR TU PRÁCTICA ASEGÚRATE DE LAVAR CON ALCOHOL
CUBREOBJETOS Y PORTAOBJETOS

3. Materiales y equipo

Microscopio compuesto	Miel con fenol	Azul de cresil
Microscopio estereoscópico	Pinzas y agujas de disección	Ácido clorhídrico o nítrico
Cajas de Petri	Navaja para rasurar nueva	Papel higiénico
Porta y cubreobjetos	Lugol	Papel seda
Material biológico: <i>Tyloriella</i> sp., <i>Hypnea</i> sp., <i>Laurencia</i> sp. o <i>Palisada perforata</i> , <i>Amphiroa</i> sp., <i>Eucheuma</i> sp., <i>Dermonema virens</i> , <i>Grateloupia</i> sp., <i>Batrachospermum</i> sp., <i>Herposiphonia</i> sp., <i>Porphyra</i> sp. y <i>Gigartina</i> sp.		

4. Desarrollo de la práctica

4.1. Citología y morfología de algas rojas cilíndricas polisifonadas de aspecto filamentoso

a) Sobre la mesa de trabajo prepare un portaobjetos con dos gotas de agua y mediante las pinzas de disección tome una pequeña muestra de aparte *Tyloriella* sp. colóquela en las gotas de agua del portaobjetos. Si los ejemplares están muy decolorados agregar dos gotas de Lugol muy diluido.

b) Mediante una navaja de rasurar, preparada como se muestra en la página 25, realice un picadillo muy fino, agregue dos gotas de agua más y coloque el cubreobjetos.

c) Ponga su preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observe:

- La citología: pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, tipos de células, axial y pericentrales, de ser posible el núcleo y estructuras reproductoras.
- La morfología externa: forma del talo simple o ramificado y tipo de ramificaciones en su caso (consultar las páginas 19 a 20)

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

4.2. Citología y morfología de algas rojas cilíndricas pseudoparenquimatosas uniaxiales y corticadas.

a) Prepare dos portaobjetos con dos gotas de agua, mediante las pinzas de disección tome una pequeña muestra de *Hypnea* sp. y otra de *Laurencia* sp. o *Palisada perforata* póngalas en cada portaobjetos por separado y sobre la mesa de trabajo realice cortes transversales y longitudinales muy finos de cada ejemplar, se recomienda realizar más de cinco cortes, consultar las páginas de la 25 a la 28, coloque los cortes en las gotas de agua de en cada portaobjetos agregue dos gotas de Azul de cresil y deje reposar por dos minutos.

b) Coloque el cubreobjetos y ponga las preparaciones en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observe:

- La citología: pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, de ser posible el núcleo, los puntos de conexión o sinapsis y estructuras reproductoras, además ubique la diferenciación de células, axial, medulares y corticales.
- La morfología externa: forma del talo simple o ramificado y tipo de ramificaciones en su caso (consultar las páginas 19 a 20)

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

4.3. Citología y morfología de algas rojas cilíndricas pseudoparenquimatosas multiaxiales y corticadas.

a) Dentro de la campana de extracción en una caja de Petri coloque varios ejemplares de *Amphiroa beauvoisii*, agregar Ácido Clorhídrico o Nítrico hasta cubrir los ejemplares, tape la caja de Petri y deje descalcificar aproximadamente por 20 minutos, una vez pasado el tiempo de descalcificación enjuague los ejemplares agregando agua mediante un gotero.

b) Prepare tres portaobjetos con dos gotas de agua cada uno, mediante las pinzas de disección tome una muestra de *Amphiroa beauvoisii* descalcificada y colóquela en un portaobjetos, proceda a realizar más de cinco cortes transversales y longitudinales muy finos, para esta parte se pueden auxiliar del microscopio estereoscópico, consultar las páginas de la 25 a la 28, agregue dos gotas de azul de cresil y deje reposar por dos minutos.

c) Coloque el cubreobjetos y ponga la preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observe:

- La citología: pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, de ser posible el núcleo, los puntos de conexión o sinapsis y estructuras reproductoras, además ubique la diferenciación de células, geniculares. intergeniculares, medulares y corticales.
- La morfología externa: forma del talo simple o ramificado y tipo de ramificaciones en su caso (consultar las páginas 19 a 20)

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

d) En otro portaobjetos coloque una muestra de *Eucheuma* sp. y sobre la mesa de trabajo realice más de cinco cortes transversales y longitudinales muy finos, para esta parte se pueden auxiliar del microscopio estereoscópico, consultar las páginas de la 19 a 20, agregue dos gotas de azul de cresil y deje reposar por dos minutos.

e) Coloque el cubreobjetos y ponga la preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observe:

- La citología: pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, de ser posible el núcleo, los puntos de conexión o sinapsis y estructuras reproductoras, además ubique la diferenciación de células, centro multiaxial, medulares y corticales.
- La morfología externa: forma del talo simple o ramificado y tipo de ramificaciones en su caso (consultar las páginas 19 y 20).

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

f) En otro portaobjetos coloque una muestra de *Dermonema virens* y sobre la mesa de trabajo realice más de cinco cortes transversales y longitudinales muy finos, para esta parte se pueden auxiliar del microscopio estereoscópico, consultar las páginas de la 25 a la 28, agregue dos gotas de Azul de Cresil y deje reposar por dos minutos.

g) Coloque el cubreobjetos y ponga la preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observe:

- La citología: pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, de ser posible el núcleo, los puntos de conexión o sinapsis y estructuras reproductoras, además ubique la diferenciación de células, centro multiaxial, medulares y corticales.
- La morfología externa: forma del talo simple o ramificado y tipo de ramificaciones en su caso (consultar las páginas 19 y 20).

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

4.4. Citología y morfología de algas rojas laminares pseudoparenquimatosas multiaxiales y corticadas.

a) Prepare un portaobjetos con dos gotas de agua, mediante las pinzas de disección tome una pequeña muestra de *Grateloupia* sp. Ponerla en el portaobjetos y sobre la mesa de trabajo realice cortes transversales y longitudinales muy finos, se recomienda realizar más de cinco cortes, consultar las páginas de la 25 a la 28, coloque los cortes en las gotas de agua agregue dos gotas de azul de cresil y deje reposar por dos minutos.

b) Coloque el cubreobjetos y ponga la preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observe:

- La citología: pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, de ser posible el núcleo, los puntos de conexión o sinapsis y estructuras reproductoras, además ubique la diferenciación de células multiaxiales medulares y corticales.
- La morfología externa: forma del talo simple o ramificado y tipo de ramificaciones en su caso (consultar las páginas 19 y 20).

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

Utiliza la tabla de la siguiente página para llenar el cuadro de las características de las especies que observaste.

Especies	Tipos de talo	Estructuras de fijación	Reproductores	Tipo de células	Condición nuclear	Plastos y/o pirenoides	
						Forma	Posición

PRÁCTICA 4

CITOLOGÍA Y MORFOLOGÍA DE CHLOROPHYTA (algas verdes clorófitas)

1. Introducción

1.1. Citología

Las algas verdes clorófitas presentan células cuya tonalidad se debe a los pigmentos fotosintetizadores, las clorofilas *a* y *b*, que les dan la típica coloración verde pasto, además de los secundarios carotenoides como α , β , γ -carotenos, este último también conocido como licopeno, la xantofila más abundante es la luteína y se pueden encontrar también neoxantina, violaxantina, zeaxantina, sifonoxantina, sifoneína y astaxantina, la combinación de estos con las clorofilas dan diferentes tonalidades de verde.

Es necesario considerar que el phylum Chlorophyta presenta una alta heterogeneidad morfológica, una célula típica de las algas verdes se asemeja bastante a la de las plantas superiores, muestra una pared celular, cloroplastos, pirenoides, núcleo, vacuolas, mitocondrias, aparato de Golgi y retículo endoplásmico, entre otros organelos (Fig. 76)

La pared celular está constituida por una doble capa, la interna de celulosa y la externa de pectina, los xilanos pueden sustituir a la celulosa y la quitina a la pectina, o se puede presentar una calcificación a base de la forma aragonita del carbonato de calcio.

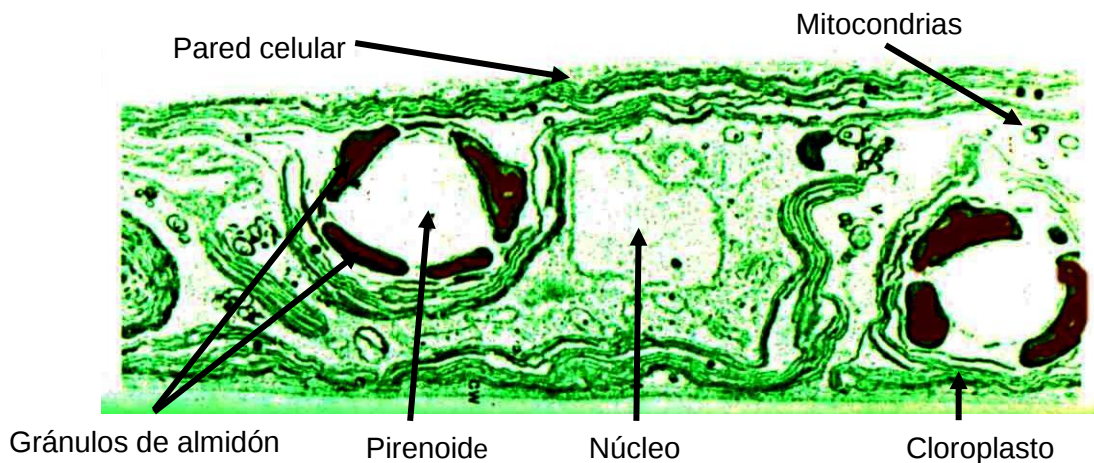


Figura 76. Estructura de una célula típica de clorófitas. (Modificado de Dawes 1986)

La sustancia de reserva característica de este grupo es el almidón verdadero, además de grasas y aceites que son más comunes en células viejas o de reposo como los acinetos, estas sustancias de reserva se encuentran directamente relacionadas con los pirenoides (Fig. 77) y leucoplastos o amiloplastos, los primeros se encuentran incluidos en los cloroplastos, mientras que los segundos son independientes de los mismos y se encuentran dispersos en el citoplasma.

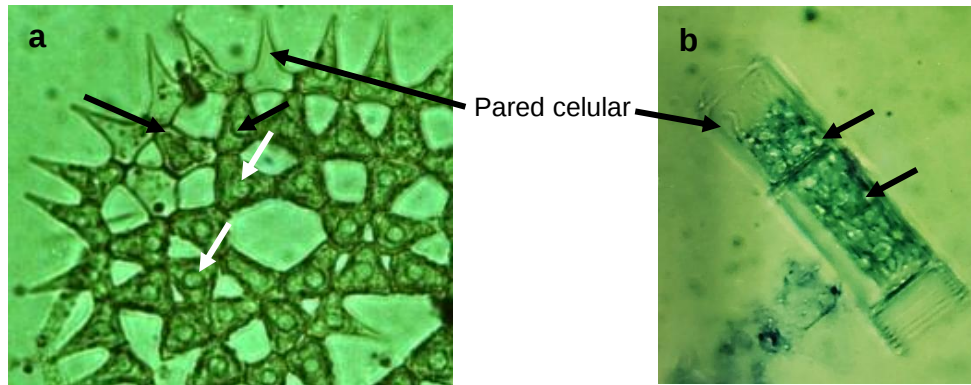


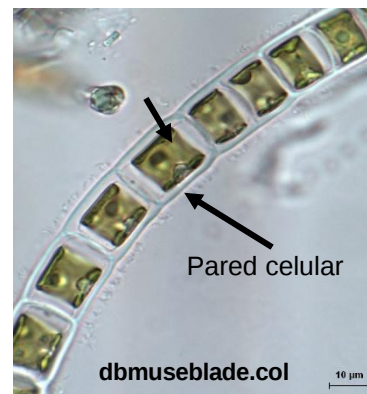
Figura 77. Gránulos de almidón (pirenoides) en a) *Pediatrum* sp. y b) *Oedogonium* sp.

El origen de los cloroplastos es endosimbiótico primario, son de importancia taxonómica por la forma, posición y número. Por lo general tienen de tres a siete tilacoides agrupados en bandas, su organización se asemeja a la grama de las plantas superiores.

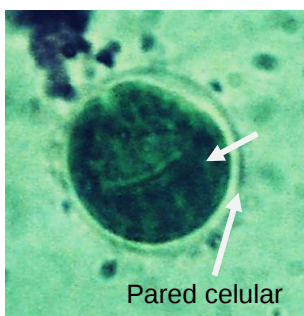
De acuerdo a su forma, pueden ser de banda o lámina con variantes como cojinete, placa, y brazaletes; copa o tasa, discoidales y reticulados (Fig. 78)



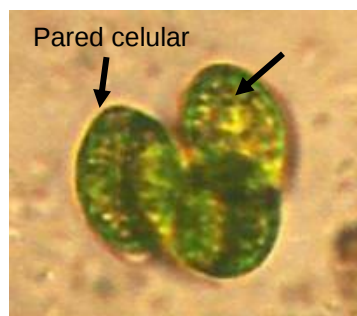
Pediatrum sp.
Cojinete o placa



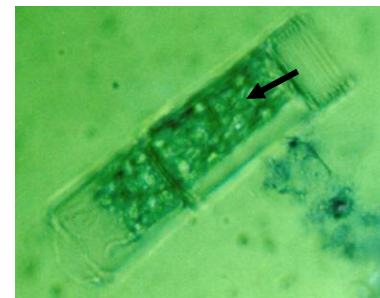
Ulothrix sp.
brazaletes



Chlamydomonas sp.
Copa o tasa



Oocystis sp.
Discoidales



Oedogonium sp.
Reticulado

Figura 78. Forma de los cloroplastos.

La mayoría de las clorofíceas presentan un solo tipo de plastos, homoplastos u homoplastía, existen algunos grupos como el caso de las caulerpales donde se pueden observar dos tipos de plastos, heteroplastos o heteroplastía.

Los típicos cloroplastos se caracterizan por ser ricos en clorofila y acumulan poco o nada de almidón, mientras que los leucoplastos o amiloplastos son más pequeños y no pigmentados y almacenan una gran cantidad de almidón.

1.2. El núcleo

El núcleo presenta uno o más nucléolos, el número de núcleos es una característica que se considera para separar dos grandes grupos:

a) Uninucleadas, unicelulares, multicelulares o pluricelulares, en esta situación se encuentran la mayoría de las algas verdes.

b) Multinucleadas, básicamente corresponden a las Bryopsidophyceae, en las mismas se pueden observar dos variantes con respecto a la forma de los talos, unicelulares filamentosas simples ramificadas o globosas, consideradas como sifonadas y multicelulares filamentosas simples o ramificadas consideradas como cenocíticas, las cuales se presentan a continuación:

- Cenocíticas, caracterizadas por presentar dos, cuatro, seis hasta 10 núcleos o más por célula, son organismos generalmente filamentosos ramificados, donde se pueden distinguir las separaciones entre cada una de las células que lo componen (Fig. 79)

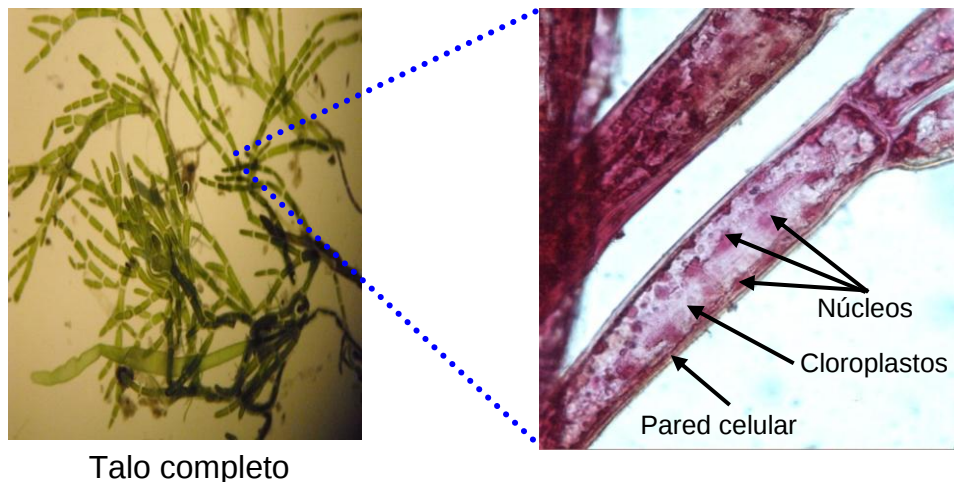


Figura 79. Filamento multinucleado cenocítico o apocito de *Cladophora* sp.

- Sifonadas, las que se caracterizan por no presentar tabiques transversos, sólo cuando se forman las estructuras reproductoras, algunos ficólogos consideran que se trata de organismos unicelulares con muchos núcleos, típicamente tienen forma de tubos simples o ramificados, algunos se presentan como estructuras ramificadas en forma de cúmulos de globos interconectados (Fig. 80)

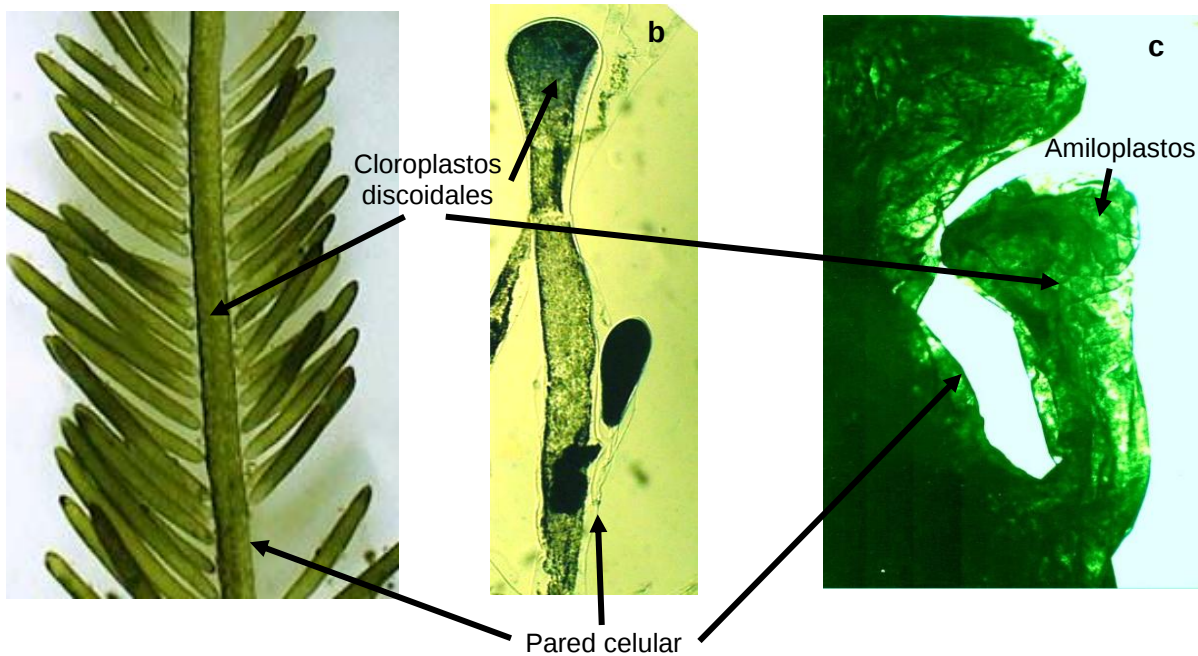


Figura 80. Estructura multinucleada sifonada de a) *Bryopsis* sp. b) *Codium* sp. c) *Caulerpa* sp.

1.3. La morfología de los talos

El segundo criterio morfológico tiene que ver con la forma de los organismos, en el caso de las algas verdes podemos ubicar todas las posibilidades de las líneas morfológicas (Figs. 81, 82, 83, 84, 85, 86, 87 y 88)

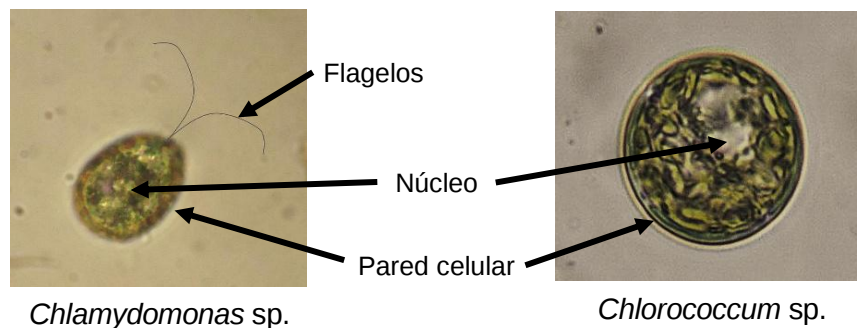


Figura 81. Protofitas eucariontas unicelulares.

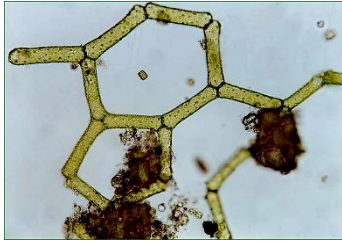
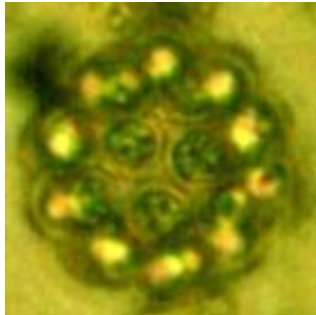
*Hydrodictyon* sp.*Pediastrum* sp.*Scenedesmus* sp.

Figura 82. Talofitas cenobiales.

*Pleodorina* sp.*Dictyosphaerium* sp.*Volvox* sp.

Consortios

Colonia verdadera

Figura 83. Talofitas coloniales.

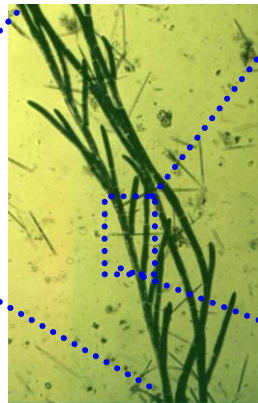
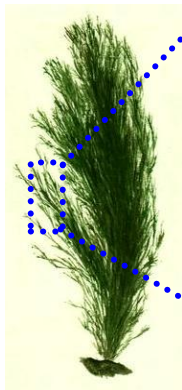
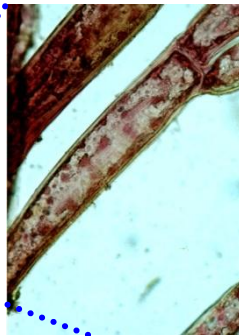
*Cladophora* sp.Cloroplasto
reticulado*Chaetomorpha* sp.

Figura 84. Talofitas filamentosas cenocíticas.

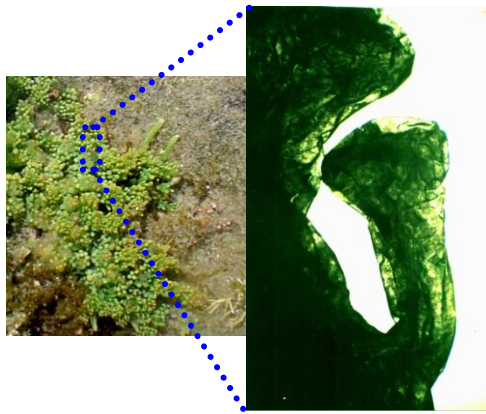
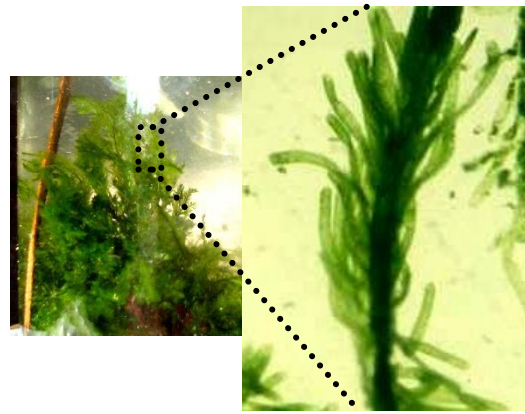
*Caulerpa* sp.*Bryopsis* sp.

Figura 85. Talofitas sifonadas ramificadas.

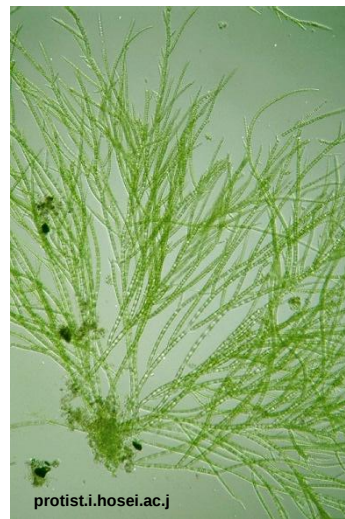
Simple *Oedogonium* sp.Ramificada *Stigeoclonium* sp.

Figura 86. Talofitas filamentosas.

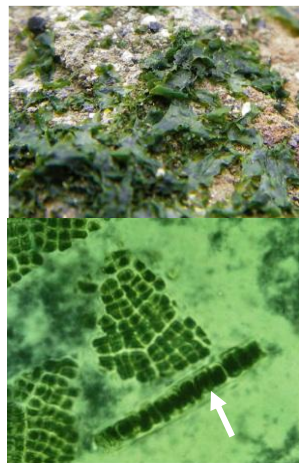
*Prasiola* sp. Lámina monostromática*Ulva* sp. Lámina distromática

Figura 87. Talofitas laminares parenquimatosas.

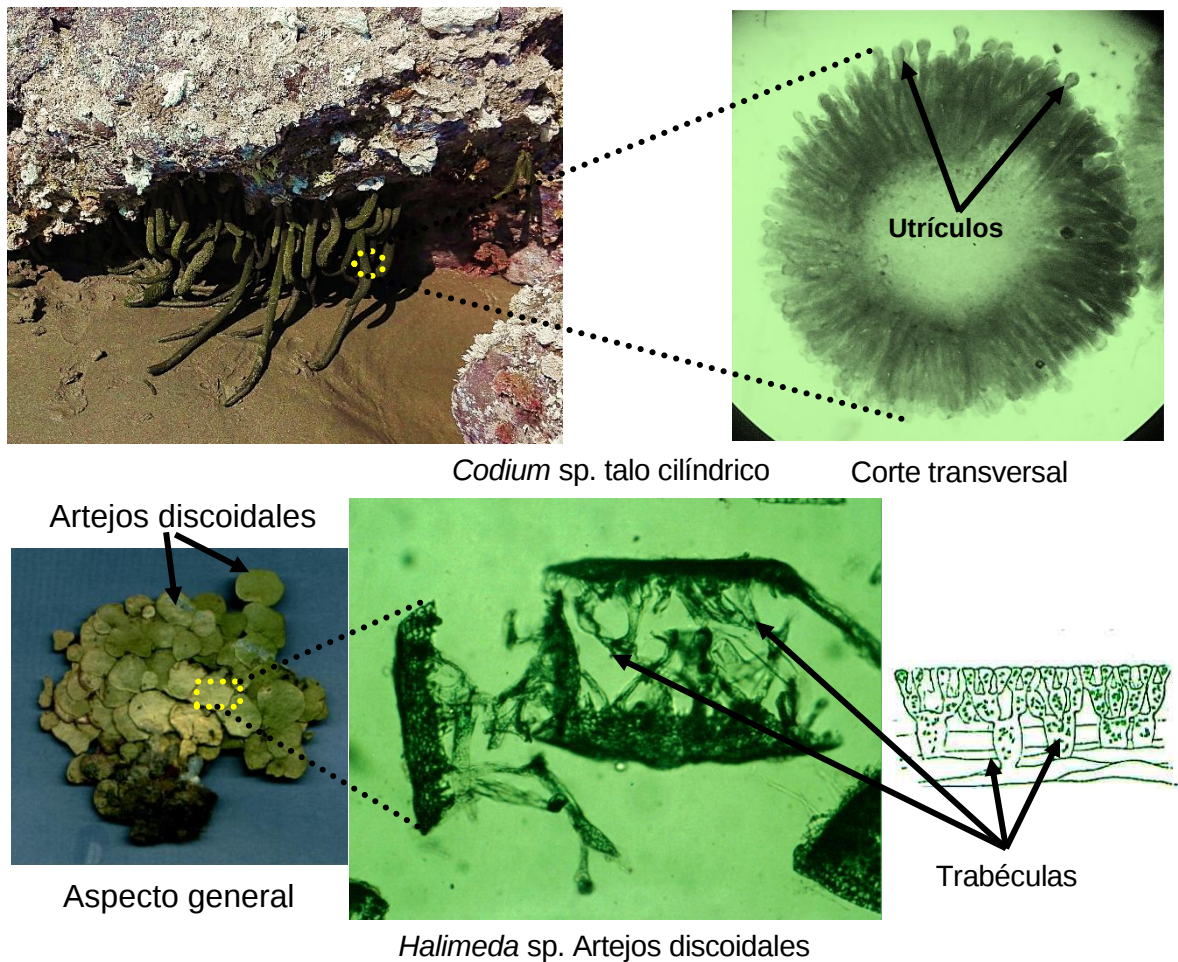


Figura 88. Talofitas pseudoparenquimatosas multiaxiales.

Otro criterio tiene que ver con la presencia o no de movimiento, cuando se presentan flagelos estos son isocontos, es decir, son iguales en forma y tamaño no presentan mastigonemas por lo que se consideran lisos, tipo látigo o acronemáticos, la inserción es apical, aunque en algunos casos pueden ser subapicales.

El número de flagelos más común es de dos, pero podemos encontrar cuatro, seis, ocho o hasta cientos de ellos, siempre en números pares, en algunos casos raros se observa solamente uno.

1.4. La reproducción

La reproducción en el caso de las Chlorophyta, es variada, un género en especial, *Chlamydomonas*, ha sido utilizado para demostrar todas las posibilidades, tanto asexuales como sexuales.

La reproducción asexual, en la mayoría de las especies se realiza por mitosis típica, bipartición, sin embargo, en algunos casos la producción de esporas se debe a un proceso de fisión múltiple, las esporas producto de esta forma de división son conocidas como mitosporas.

La reproducción asexual también se puede llevar a cabo por la transformación del citoplasma de la célula en una estructura única que funciona como espora, llamada monospora, la célula que da origen a las esporas es conocida como esporangio, mito o monosporangio dependiendo a que de origen.

Todas las algas verdes unicelulares son potencialmente esporangios, aunque en el caso de algunas coloniales móviles (*Volvox* sp.), las células madres de las mitosporas, son únicamente las internas.

En la mayor parte de las algas filamentosas, cualquier célula puede transformarse en un esporangio, aunque existen algunos géneros filamentosos, como es el caso de *Chaetomorpha*, donde sólo las últimas células apicales son capaces de funcionar como tales (Fig. 89)



Figura 89. Esporangios en *Chaetomorpha* sp.

En el caso de *Ulva* los mitosporangios se forman a partir de las células marginales (Fig. 90)

La fragmentación también se presenta en los filamentos, los cuales, una vez separados del talo original por mitosis son capaces de producir nuevos filamentos, el caso de los organismos filamentosos con rizoides solo las últimas células se convierten en esporangios.

La máxima expresión de la reproducción asexual, esta representada por la formación de gonidios, células especializadas que se presentan en el género *Volvox* las que dan lugar a las colonias hijas, que son liberadas después de la muerte de la colonia madre (Fig. 91)



Figura 90. Corte transversal de *Ulva lactuca* mostrando los mitosporangios (→) y mitosporas (→)



Figura 91. Colonia de *Volvox* sp. con gonidios formando las colonias hijas.

En la reproducción sexual, generalmente los ciclos que se conocen son isomórficos, es decir, que morfológicamente tanto el gametofito como el esporofito son idénticos, lo cual conlleva un problema, gametangios y esporangios son iguales y sólo mediante la identificación de los cromosomas podríamos darnos cuenta de que estructura se trata.

Cuando los ciclos son heteromórficos es fácil distinguir a los gametangios, situación que se puede ejemplificar con el orden Bryopsidales, y en particular con el género *Codium*, donde los gametangios presentan forma de papilas y se encuentran separados de los utrículos mediante una pared transversal (Fig. 92)

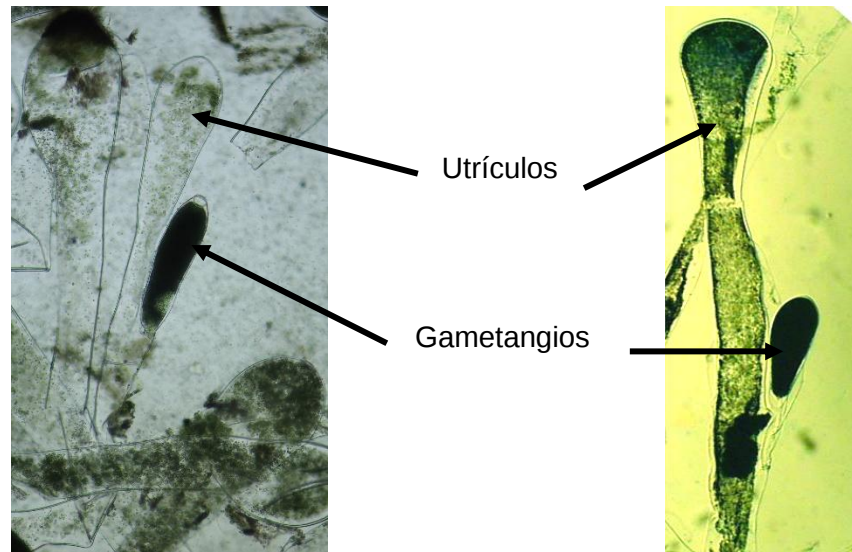


Figura 92. Gametangios en utrículos de *Codium* sp.

Otro tipo de gametangios también pueden ser observados en el género *Oedogonium*, en este es evidente la diferenciación de anteridios y oogonios (Fig. 93)

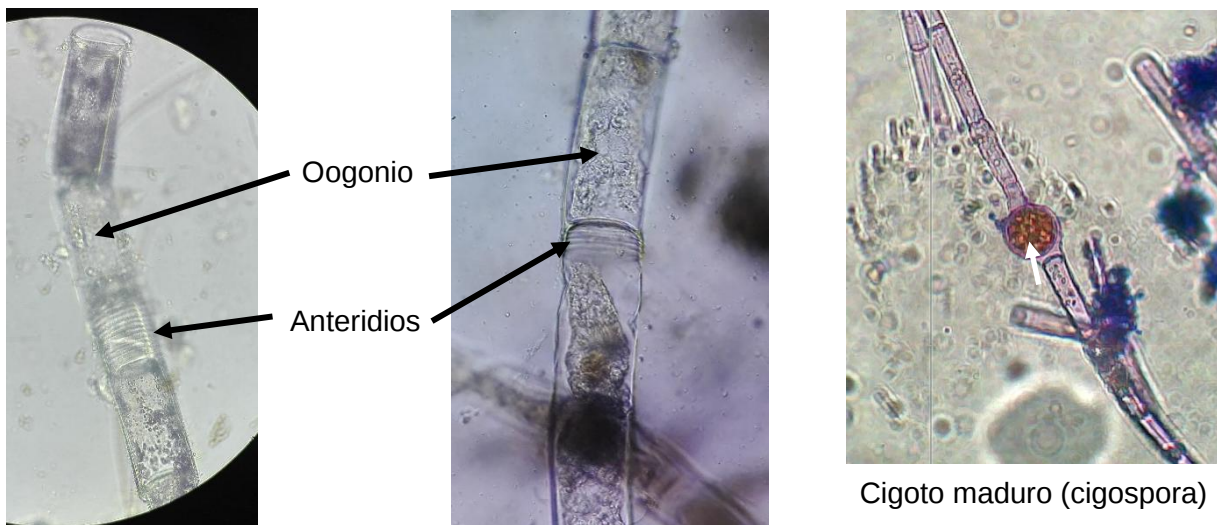


Figura 93. Gametangios y Cigoto de *Oedogonium* sp.

2. Objetivo

- Analizar las características citológicas y morfológicas distintivas de las algas verdes (Chlorophyta), además de reconocer algunas de las estructuras reproductoras.

ANTES DE INICIAR TU PRÁCTICA ASEGÚRATE DE LAVAR CON ALCOHOL
CUBREOBJETOS Y PORTAOBJETOS

3. Materiales y equipo

Microscopio compuesto	Miel con fenol	Azul de cresil
Microscopio estereoscópico	Pinzas y agujas de disección	Papel higiénico
Cajas de Petri	Navaja para rasurar nueva	Papel seda
Porta y cubreobjetos	Lugol	
Material biológico: <i>Chlorella</i> sp., <i>Pediastrum</i> sp., <i>Dictyosphaerium</i> sp., <i>Volvox</i> sp., <i>Oedogonium</i> sp., <i>Chaetomorpha</i> sp., <i>Cladophora</i> sp., <i>Codium</i> sp., <i>Caulerpa racemosa</i> , <i>Prasiola</i> sp. y <i>Ulva</i> sp.		

4. Desarrollo de la práctica

4.1. Citología y morfología de algas verdes (Chlorophyta) unicelulares

a) Sobre la mesa de trabajo prepare dos portaobjetos, en uno agregue con un gotero dos gotas de sedimento de una muestra de cultivo de *Chlorella* sp., añadir una gota de lugol muy diluido, deje reposar por dos minutos y ponga el cubreobjetos.

b) Coloque su preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observar:

- La citología: pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, de ser posible el núcleo.

(Para observar el núcleo, puede hacer una coloración mixta agregando por un extremo del cubreobjetos una gota de azul de metileno diluido)

- La morfología externa: forma del talo.

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

4.2. Citología y morfología de algas verdes (Chlorophyta) multicelulares cenobiales y coloniales

a) Sobre la mesa de trabajo prepare tres portaobjetos, en uno agregue con un gotero dos gotas de sedimento de una muestra de plancton que contenga especies cenobiales, *Pediastrum* sp., añadir una gota de lugol muy diluido, deje reposar por dos minutos y ponga el cubreobjetos.

b) Coloque su preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observar:

- La citología: pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, de ser posible el núcleo.

(Para observar el núcleo, puede hacer una coloración mixta agregando por un extremo del cubreobjetos una gota de azul de metileno diluido)

- La morfología externa: forma del talo, presencia o ausencia de flagelos.

c) Sobre la mesa de trabajo en otro portaobjetos agregue con un gotero dos gotas de sedimento de una muestra de plancton, que contenga especie en consorcio de *Dictyosphaerium* sp., añadir una gota de lugol muy diluido, deje reposar por dos minutos y ponga el cubreobjetos.

d) Coloque su preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observar:

- La citología: pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, de ser posible el núcleo.

(Para observar el núcleo, puede hacer una coloración mixta agregando por un extremo del cubreobjetos una gota de azul de metileno diluido)

- La morfología externa: forma del talo, presencia o ausencia de flagelos.

e) Sobre la mesa de trabajo en otro portaobjetos agregue con un gotero dos gotas de sedimento de una muestra de plancton, que contenga ejemplares de colonia verdadera, *Volvox* sp., añadir una gota de lugol muy diluido, deje reposar por dos minutos y ponga el cubreobjetos.

f) Coloque su preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observar:

- La citología: pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, de ser posible el núcleo.

(Para observar el núcleo, puede hacer una coloración mixta agregando por un extremo del cubreobjetos una gota de azul de metileno diluido)

La morfología externa: forma del talo, presencia o ausencia de flagelos.

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS
OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

4.3. Citología y morfología de algas verdes (Chlorophyta) filamentosas uninucleadas y multinucleadas

a) Sobre la mesa de trabajo prepare un portaobjetos con dos gotas de agua y mediante las pinzas de disección tome una pequeña muestra de filamentos de *Oedogonium* sp., colóquela en las gotas de agua del portaobjetos y con agujas de disección separe los filamentos.

b) Agregar dos gotas de lugol muy diluido, si los filamentos se juntan nuevamente, separarlos con las agujas de disección, colocar el cubreobjetos y deje reposar por dos minutos.

c) Coloque su preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observar:

- La citología: pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, cigosporas y de ser posible el núcleo.

(Para observar el núcleo, puede hacer una coloración mixta agregando por un extremo del cubreobjetos una gota de azul de metileno diluido)

- La morfología externa: forma del talo.

d) Para trabajar las especies multinucleadas consultar la página 12, es necesario hervir en agua en un vaso de precipitados la muestra de filamentos de *Cladophora* sp. durante tres minutos, decantar el agua, teniendo cuidado de que no se eliminen los filamentos, agregar suficiente carmín acético y dejar hervir por uno o dos minutos, una vez fría la muestra debe colocarse en un portaobjetos que contenga una o dos gotas de agua y coloque el cubreobjetos.

e) Coloque su preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observar:

- La citología: pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, de ser posible el núcleo.
- La morfología externa: forma del talo simple o ramificado y tipo de ramificaciones en su caso (consultar las páginas 19 a 20)

f) Sobre la mesa de trabajo prepare un portaobjetos con dos gotas de agua y mediante las pinzas de disección tome un ejemplar de *Chaetomorpha* sp., colóquelo en las gotas de agua y extiéndalo con las pinzas y aguja de disección, agregue una gota de lugol muy diluido, deje reposar por dos minutos, ponga un cubreobjetos de 22 x 44 mm.

g) Coloque su preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observar:

- La citología: pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, de ser posible el núcleo.

(Para observar el núcleo, puede hacer una coloración mixta agregando por un extremo del cubreobjetos una gota de azul de metileno diluido)

- La morfología externa: forma del talo, poner atención a la célula basal.

4.4. Citología y morfología de algas verdes (Chlorophyta) pseudoparenquimatosas multiaxiales y multinucleadas.

a) Sobre la mesa de trabajo prepare un portaobjetos con dos gotas de agua, mediante las pinzas de disección tome una muestra de *Codium* sp., en un lienzo coloque el talo y séquelo sin presionar, coloque la muestra en el portaobjetos, proceda a realizar más de cinco cortes transversales, para esta parte se pueden auxiliar del microscopio estereoscópico, consultar las páginas de la 25 a la 28, pase los cortes a las gotas de agua y coloque el cubreobjetos.

b) Ponga la preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con 5X y de ser necesario pase al objetivo de 10X y observe:

- La citología: pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, ubique los utrículos y gametangios.
- La morfología externa: forma del talo simple o ramificado, uniaxial o multiaxial y tipo de ramificaciones en su caso (consultar las páginas 19 a 20)

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

c) Sobre la mesa de trabajo prepare un portaobjetos con dos gotas de agua, mediante las pinzas de disección tome una muestra de *Caulerpa racemosa*, y ponerla en una caja de Petri, en el microscopio estereoscópico desprenda una parte del talo y coloque la muestra en el portaobjetos, ponga el cubreobjetos.

d) Coloque su preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observe:

- La citología: pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, trabéculas filamentosas, de ser posible el núcleo y estructuras reproductoras.
- La morfología externa: forma del talo simple o ramificado, uniaxial o multiaxial y tipo de ramificaciones en su caso (consultar las páginas 19 a 20)

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

4.5. Citología y morfología de algas verdes (Chlorophyta) laminares

a) Sobre la mesa de trabajo prepare dos portaobjetos con dos gotas de agua cada uno, mediante las pinzas de disección tome una muestra de *Prasiola* sp., ponga el talo laminar en un lienzo y séquelo sin presionar fuerte, coloque la muestra en uno de los portaobjetos, proceda a realizar más de cinco cortes transversales o realizar un corte en picadillo, pase los cortes a las gotas de agua, para esta parte se pueden auxiliar del microscopio estereoscópico, consultar las páginas de la 25 a la 28.

Si el material está muy decolorado agregue una gota de lugol muy diluido y coloque el cubreobjetos. Proceda a realizar la misma técnica, pero ahora utilice talos de *Ulva* sp.

b) Coloque su preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con objetivo de 10X, de ser necesario utilice el objetivo de 40X, y observe:

- La citología: pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, de ser posible el núcleo y células reproductoras como las zoosporas o gametos.
- Condición de los talos, monostromáticos (una hilera de células en grosor) o distromáticos (dos hileras de células en grosor)

(Para observar el núcleo, puede hacer una coloración mixta agregando por un extremo del cubreobjetos una gota de azul de metileno diluido)

- La morfología externa: forma del talo simple o ramificado y tipo de ramificaciones en su caso (consultar las páginas 19 a 20)

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS
OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

Utiliza la tabla de la siguiente página para llenar el cuadro de las características de las especies que observaste.

Especies	Tipos de talo	Estructuras de fijación	Reproductores	Tipo de células	Condición nuclear	Plastos y/o pirenoides	
						Forma	Posición

PRÁCTICA 5

CHAROPHYTA (algas verdes zignematofíceas y carofíceas)

1. Introducción

1.1. Citología

Las carofíceas, son un grupo de algas con distribución en todo el mundo, sus células presentan una pared celular constituida por celulosa y pectina semejante a las células de las plantas superiores, en algunos casos con impregnaciones de carbonato de calcio.

Los cloroplastos son de origen endosimbiótico primario, de forma discoidal con clorofilas *a* y *b*, β -caroteno y las xantofilas neoxantina, violaxantina, luteína, anteraxantina y astaxantina. La sustancia de reserva característica de este grupo es el almidón verdadero, este se encuentra directamente relacionado con los pirenoides, en caso de presentarlos (Fig. 94)



Figura 94. Gránulos de almidón (pirenoides) en *Spirogyra* sp.

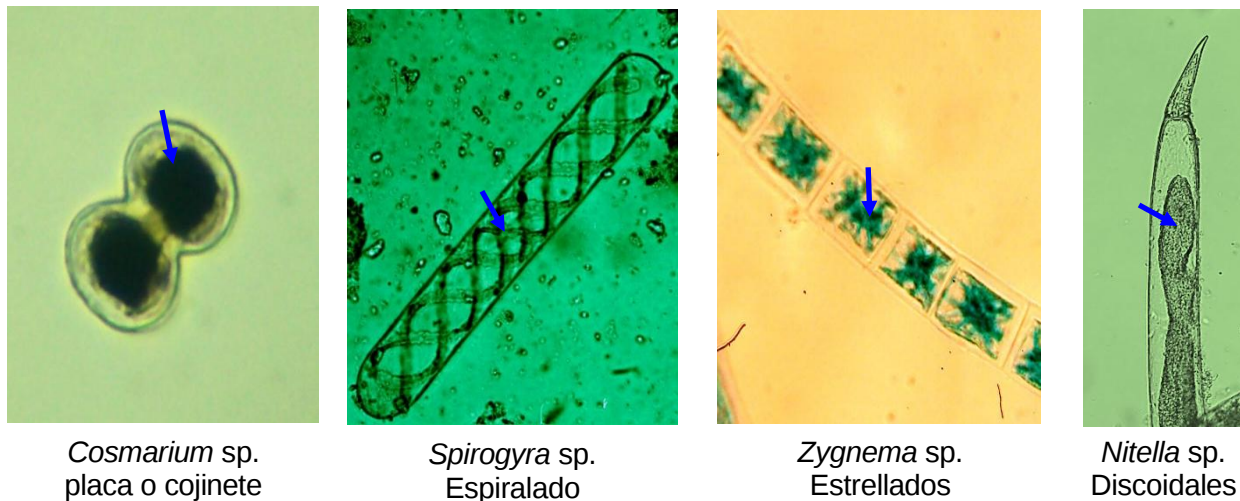
Los cloroplastos, son de importancia taxonómica por la forma, posición y número, por lo general tienen de tres a siete tilacoides agrupados en bandas, su organización se asemeja a la grama de las Chlorophyta y plantas superiores (Fig. 95)



Cloroplasto axial en *Spirogyra* sp. Cloroplasto parietal en *Chara* sp.

Figura 95. Posición de los cloroplastos en Charophyta

De acuerdo a su forma, pueden ser laminares en forma de placa, cojinete o espiralados; lobados o estrellados y discoidales (Fig. 96), el número va de uno hasta cientos.



Cosmarium sp.
placa o cojinete

Spirogyra sp.
Espirado

Zygnema sp.
Estrellados

Nitella sp.
Discoidales

Figura 96. Forma de los cloroplastos en Charophyta.

1.2. Tipos morfológicos

Con respecto a los tipos morfológicos, en el caso de las Charophyta, encontramos básicamente cuatro de las líneas: protofitas unicelulares inmóviles (Fig. 97), talofitas filamentosas (Fig. 98), talofitas multiaxiales corticadas verticiladas (Fig. 99) y parenquimatosas de crecimiento heterótrico (Fig. 100)

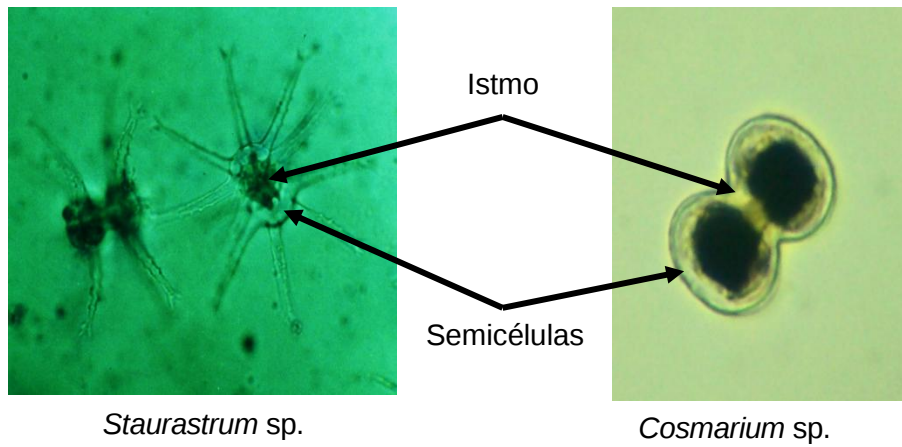
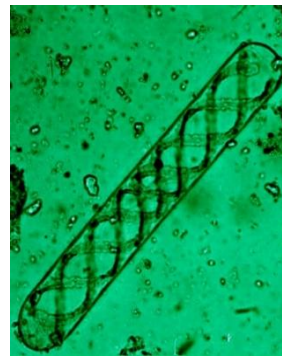


Figura 97. Protofitas unicelulares.



Zygnema sp.
Filamentosa simple



Spirogyra sp.
Filamentosa simple

Figura 98. Talofita filamentosa simple.

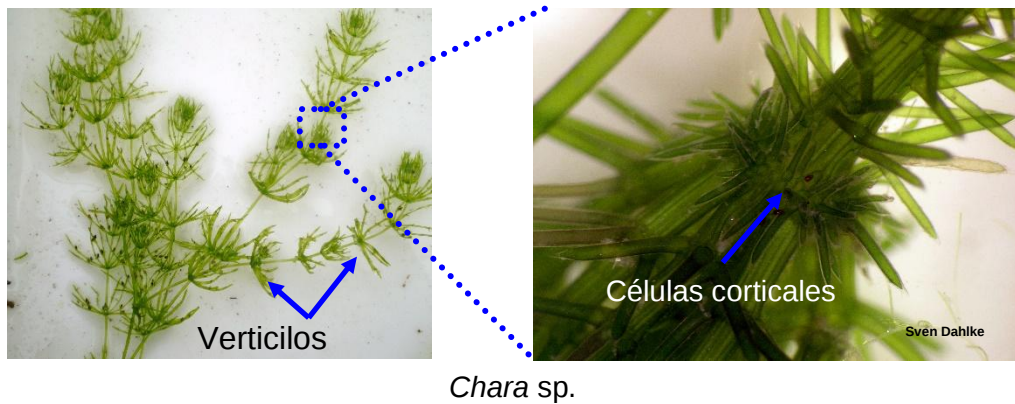


Figura 99. Talofita multiaxial corticada verticilada.



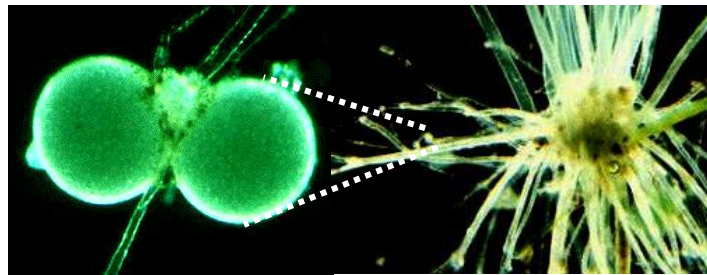
Coleochaete sp.

Figura 100. Talofita parenquimatosa de crecimiento heterótrico.

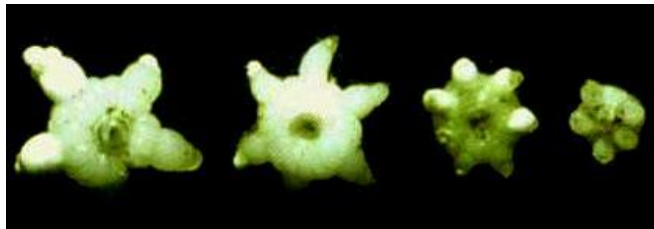
1.3. La reproducción

La reproducción asexual, se lleva a cabo por mitosis típica, bipartición, las esporas producto de esta forma de división son conocidas como mitosporas. La fragmentación también se presenta en los filamentos, los cuales, una vez separados del talo original por mitosis son capaces de producir nuevos filamentos.

En la reproducción asexual las Charales no presentan esporas, ésta se da mediante estructuras parecidas a las yemas de plantas superiores llamadas bulbillos, tubérculos y estrellas amiláceas, los cuales germinan mediante mitosis sucesivas (Fig. 101)



Bulbillos o tubérculos



Estrellas amiláceas

Figura 101. Estructuras reproductoras asexuales de Charophyceae.

En las Zygnematales la reproducción sexual se lleva a cabo por conjugación, con el establecimiento de conexiones entre células llamadas puentes de conjugación, el movimiento del citoplasma en este proceso es de importancia taxonómica (Fig. 102)

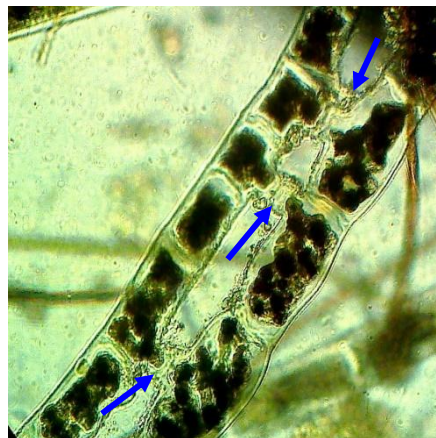


Figura 102. Puentes de conjugación en *Spirogyra* sp.

Otras fases pueden ser fácilmente identificables, es el caso de los cigotos de algunos géneros, como en *Cosmarium* y *Spirogyra*, en general en todas las Zygnematales, los cigotos reciben el nombre de cigosporas, las que pueden presentar varios tipos de ornamentaciones como son: espinas, papilas, paredes corrugadas, estriadas, etc. (Fig. 103)



Cigosporas de *Spirogyra* sp.

Figura 103. Morfología de las cigosporas en las Zygnematales.

Con respecto a la reproducción sexual en las Charales los ciclos de alternancia de generaciones son de meiosis cigótica, heteromórficos, es decir, que morfológicamente tanto el gametofito como el esporofito son diferentes, gametangios y esporangios no son iguales.

Los gametangios masculinos de los femeninos se diferencian morfológicamente, los primeros son llamados glóbulos, su forma es esférica y su coloración es anaranjada, se encuentran situados en los nodos de las ramas pleuridianas, unidos por una célula corta a manera de pedúnculo, el glóbulo está compuesto de una serie de células estériles que rodean a las fértiles, estas últimas se encuentran agregadas a manera de pequeños filamentos, debido a que tanto las células estériles como las fértiles se forman simultáneamente, se considera al gametangio masculino como pluricelular.

El gametangio femenino tiene una forma ovoide a manera de urna el cual contiene un solo óvulo llamado núcula, su color es café oscuro, y también está situado en los nodos de las células pleuridianas, presenta una capa de células estériles en forma espiralada, rematada por una serie en forma de corona o corónula, a diferencia del glóbulo estas se forman después que ha sido fecundado el óvulo, por lo cual se considera una estructura unicelular (Fig. 104)

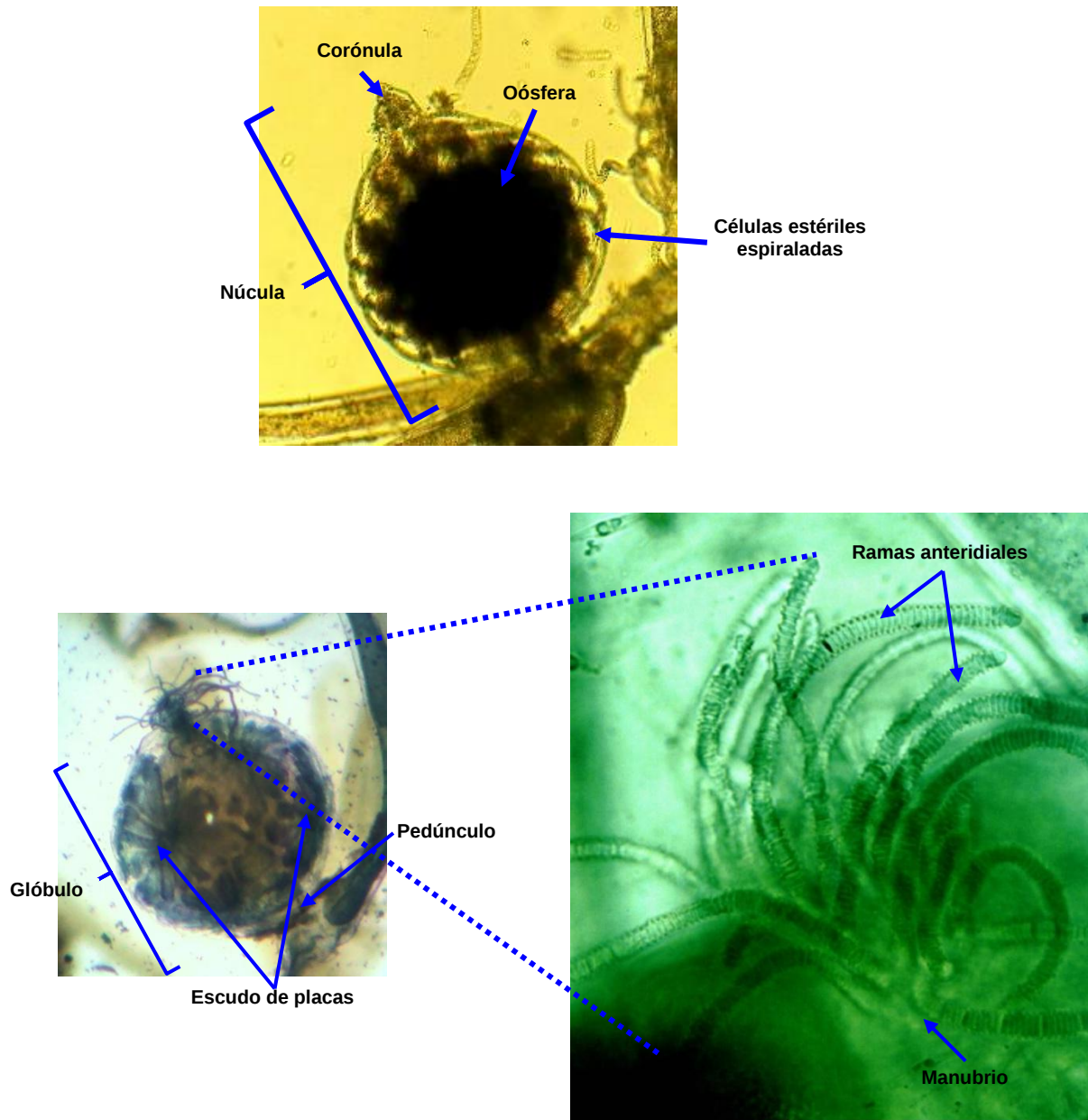


Figura 104. Estructuras reproductoras sexuales de Charales.

2. Objetivo

- Analizar las características citológicas y morfológicas distintivas de las algas verdes (Charophyta), unicelulares y multicelulares, además de reconocer algunas de las estructuras reproductoras.

3. Materiales y equipo

Microscopio compuesto	Porta y cubreobjetos	Azul de cresil
Microscopio estereoscópico	Pinzas y agujas de disección	Lugol
Cajas de Petri	Navaja para rasurar nueva	Papel higiénico y seda
Material biológico: Ejemplares de <i>Cosmarium</i> sp., <i>Staurastrum</i> sp., <i>Spirogyra</i> sp. y <i>Chara</i> sp. o <i>Nitella</i> sp.		

4. Desarrollo de la práctica

4.1. Citología y morfología de algas verdes, desmidiáceas unicelulares

a) Sobre la mesa de trabajo prepare dos portaobjetos, en uno agregue con un gotero dos gotas de sedimento de una muestra que contenga el género *Cosmarium* sp., añadir una gota de lugol muy diluido, deje reposar por dos minutos y ponga el cubreobjetos.

b) Coloque su preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario utilice el objetivo de 40X, y observar:

- La citología: pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, de ser posible el núcleo.

(Para observar el núcleo, puede hacer una coloración mixta agregando por un extremo del cubreobjetos una gota de azul de metileno diluido)

- La morfología externa: forma del talo y las semicélulas.

c) Sobre la mesa de trabajo en otro portaobjetos agregue con un gotero dos gotas de sedimento de una muestra de plancton que contenga *Staurastrum* sp., añadir una gota de lugol, deje reposar por dos minutos y ponga el cubreobjetos.

d) Coloque su preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario utilice el objetivo de 40X, y observar:

- La citología: pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, de ser posible el núcleo.
- La morfología externa: forma del talo y las semicélulas.

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

4.2. Citología y morfología de algas verdes zignematáceas filamentosas.

a) Sobre la mesa de trabajo prepare un portaobjetos con dos gotas de agua y mediante las pinzas de disección tome una pequeña muestra de filamentos de *Spirogyra*

sp., colóquela en las gotas de agua del portaobjetos y con agujas de disección separe los filamentos.

b) Agregar dos gotas de lugol muy diluido, si los filamentos se juntan nuevamente, separarlos con las agujas de disección, deje reposar por dos minutos y colocar el cubreobjetos.

c) Coloque su preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario utilice el objetivo de 40X, y observar:

- La citología: pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, de ser posible el núcleo y estructuras reproductoras como puentes de conjugación y cigosporas.

(Para observar el núcleo, puede hacer una coloración mixta agregando por un extremo del cubreobjetos una gota de azul de metileno diluido)

- La morfología externa: forma del talo filamentoso simple.

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

4.3. Citología y morfología de algas verdes Caráceas.

a) Sobre la mesa de trabajo en una caja de Petri con un poco de agua, con las pinzas de disección tome una muestra de *Chara* sp. o *Nitella* sp., colóquela en la caja de Petri y bajo el microscopio estereoscópico recorte una parte del talo que presente ramificaciones verticiladas y pásela a un portaobjetos que contenga dos gotas de agua, a nivel de los verticilos con la navaja de rasurar realice varios cortes transversales muy finos páselos a las gotas de agua.

b) Agregar dos gotas de lugol muy diluido, deje reposar por dos minutos y colocar el cubreobjetos.

c) Coloque su preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario utilice el objetivo de 40X, y observar:

- La citología: células corticales, pared celular, membrana celular, plastos y/o pirenoides, de ser posible el o los núcleos.

(Para observar el núcleo, puede hacer una coloración mixta agregando por un extremo del cubreobjetos una gota de azul de metileno diluido)

- La morfología externa: forma del talo, tipo de ramificaciones, células nodales e internodales y verticilos.

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

d) Sobre la mesa de trabajo en una caja de Petri con un poco de agua, con las pinzas de disección tome una muestra de *Chara* sp. o *Nitella* sp., que contengan glóbulos y/o núculas, colóquela en la caja de Petri y bajo el microscopio estereoscópico desprenda la rama con los gametangios y pásela a un portaobjetos que contenga dos gotas de agua, de ser necesario agregue más agua.

e) En caso de que el gametangio sea un glóbulo, primeramente, agregue una gota de azul de cresil muy diluido, deje reposar por uno o dos minutos y obsérvelo entero, colocando el portaobjetos en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario utilice el objetivo de 40X, y observe:

- La citología: células del escudo, pared celular, pedúnculo.

f) Retire del microscopio el portaobjetos que contiene el glóbulo, sobre la mesa de trabajo mediante el reverso de una aguja de disección o con la goma del lápiz, presione el cubreobjetos hasta lograr abrir el glóbulo, de ser necesario agregue más agua por un extremo del cubreobjetos y vuelva a colocarlo en el microscopio para observar:

- Filamentos anteridiales y manubrio

g) En caso de que el gametangio sea una núcula, agregue una gota de azul de cresil muy diluido deje reposar por uno o dos minutos, coloque el cubreobjetos

h) Ponga el portaobjetos en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario utilice el objetivo de 40X, y observe:

- Células de la corónula y células de la cubierta espiraladas estériles, pedúnculo y oófera u óvulo.

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS
OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

Utiliza la tabla de la siguiente página para llenar el cuadro de las características de las especies que observaste.

Especies	Tipos de talo	Estructuras de fijación	Reproductores	Tipo de células	Condición nuclear	Plastos y/o pirenoides	
						Forma	Posición

PRÁCTICA 6

CITOLOGÍA Y MORFOLOGÍA DE MARCHANTIOPHYTA (Hepáticas)

1. Introducción

Las hepáticas presentan células con pared celular celulósica, son uninucleadas y contienen cloroplastos discoidales (Fig. 105)

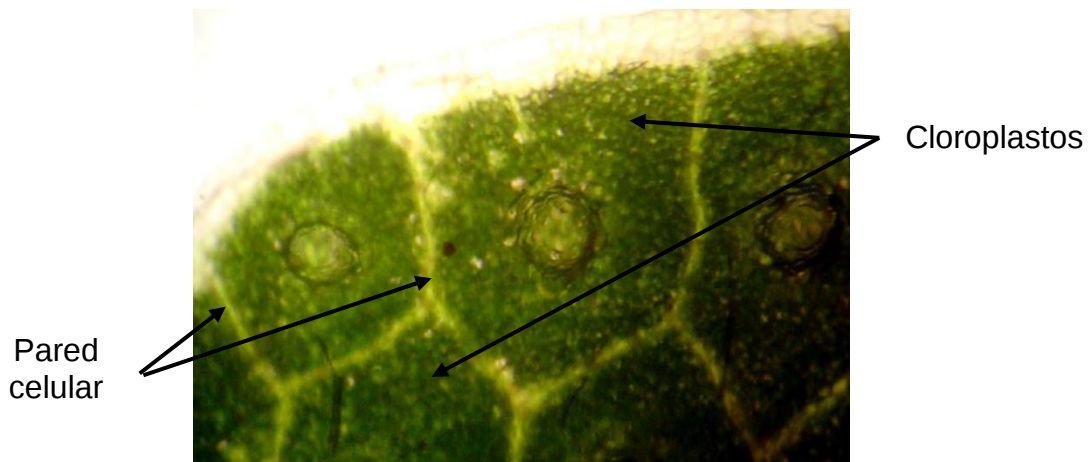


Figura 105. Citología de la capa dorsal de una hepática talosa.

El gametofito de las hepáticas puede ser taloso o folioso (Fig. 106)



Gametofito taloso edáfico



Gametofito folioso cortícola

Figura 106. Tipos morfológicos del gametofito en hepáticas.

En las formas talosas se presentan con frecuencia ramificaciones dicotómicas (bifurcadas) y son uni o pluriestratificadas, presentan simetría dorsiventral, con rizoides unicelulares (Fig. 107)

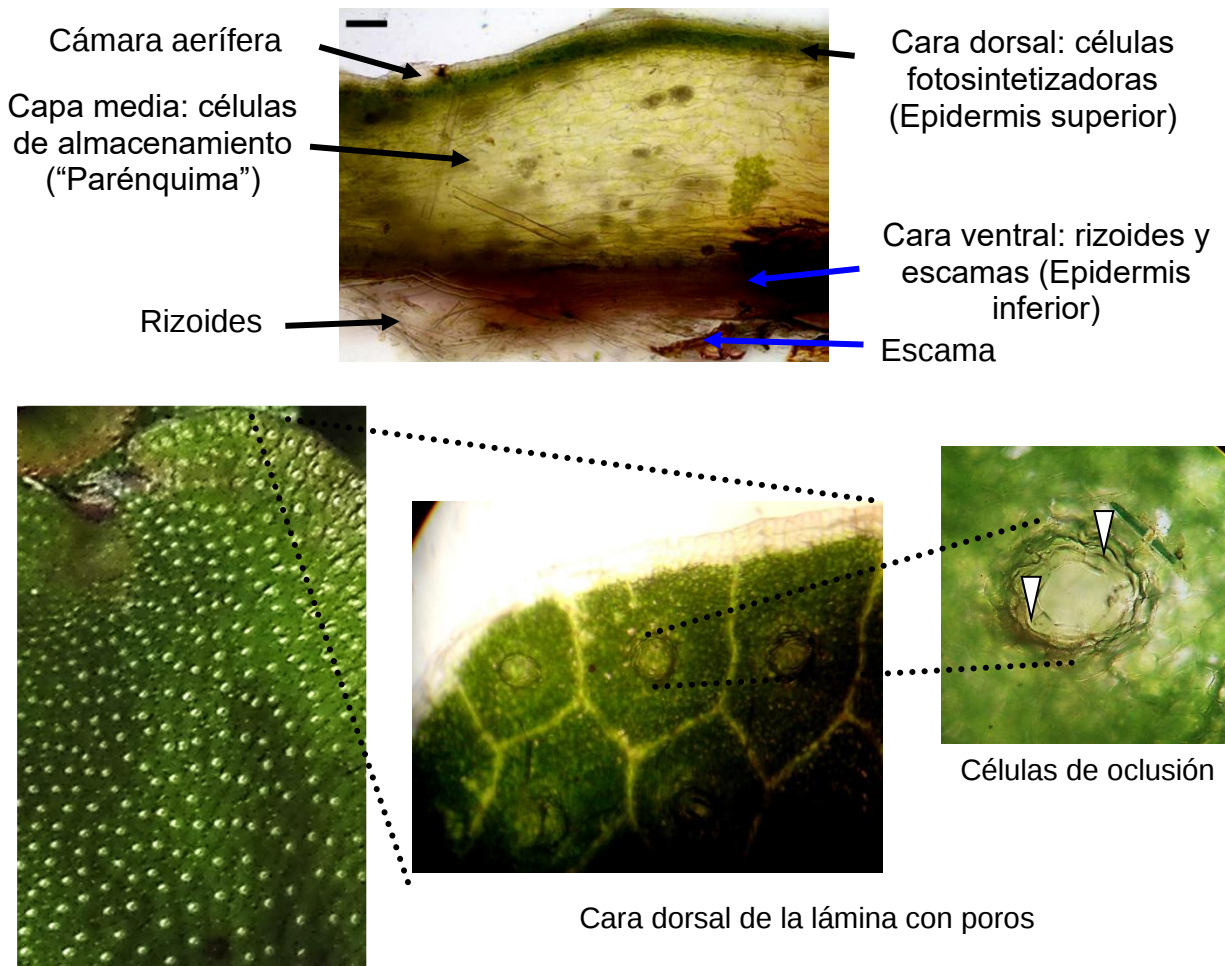


Figura 107. Estructura pluriestratificada del gametofito de hepáticas.

Los gametangios se localizan en estructuras especiales sobre el gametofito, o bien, sobre pedúnculos notablemente alargados denominados anteridióforos y arquegonióforos (Fig. 108)

Su reproducción asexual más común es por yemas localizadas en el interior de conceptáculos especiales localizados sobre el gametofito (Fig. 109)

El esporofito de las hepáticas talosas no es evidente o bien no es común que se localice, cualquiera que sea el caso, éste presenta un pie, seta, cápsula, eláteres higroscópicos, esporas y una caliptra basal, en algunas situaciones se llega a detectar un pequeño opérculo interno (Fig. 110)

https://www.aulados.net/Botanica/Libros/Ciclo_Marchantia_aulados.pdf

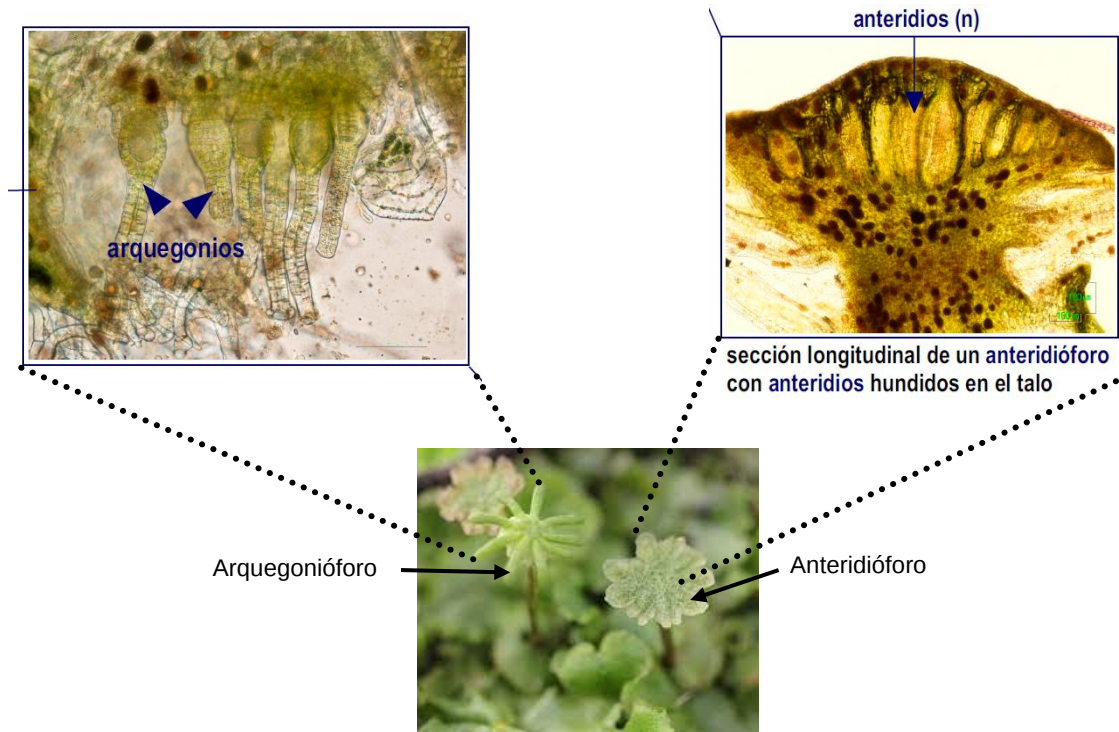


Figura 108. Gametangios (gametóforos) en las hepáticas.

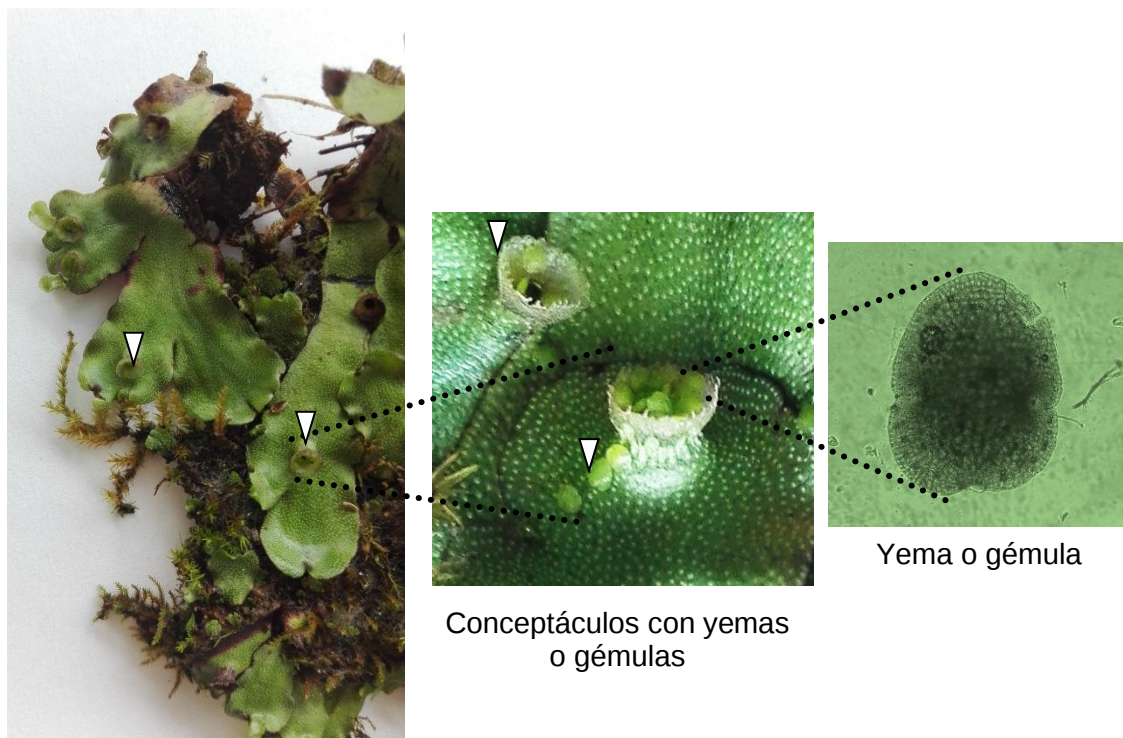
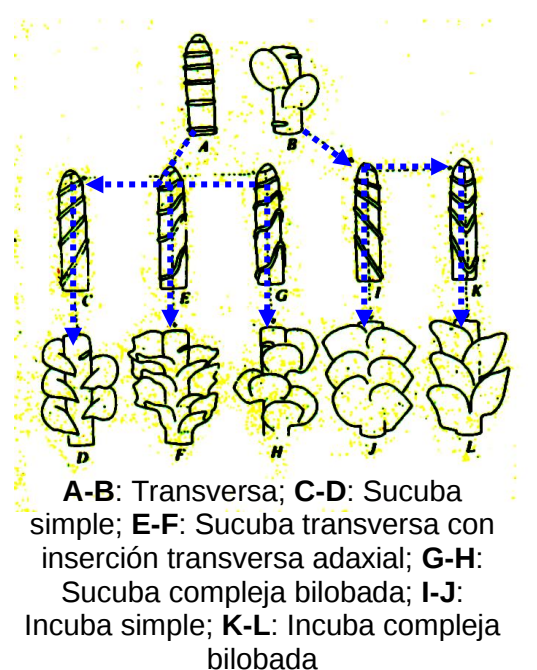
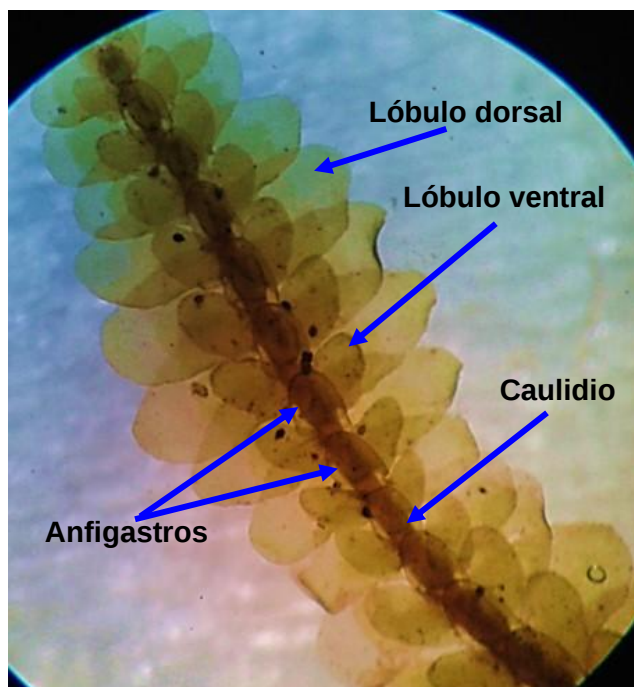


Figura 109. Estructuras reproductoras asexuales en hepáticas talosas.



Figura 110. Arquegonióforo de una hepática talosa.

El gametofito folioso presenta filidios (lóbulos) en dos hileras a los lados del caulidio, cuya inserción es una característica de valor taxonómico (Fig. 111)



Tipos de inserción transversal y oblicua de lóbulos en hepáticas foliosas

Figura 111. Estructura de las hepáticas foliosas.

Frecuentemente los filidios están lobulados, emarginados, monoestratificados, con células isodiamétricas, cuerpos oleíferos y trígonos o espesamientos angulares de las paredes celulares (Fig.112)

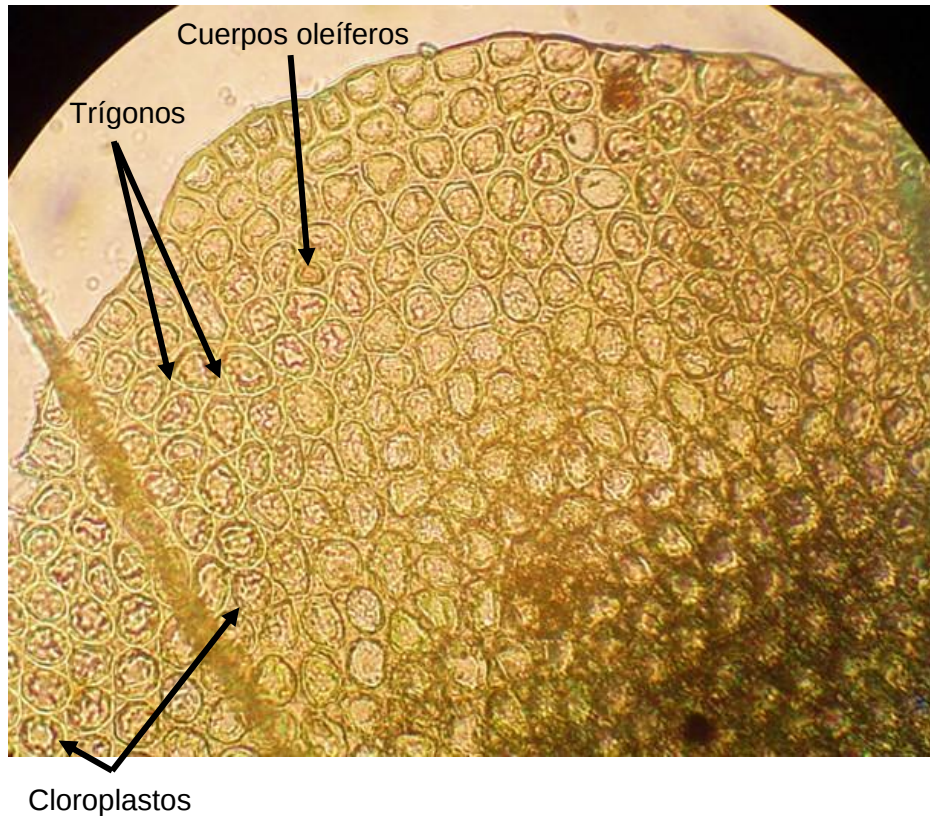


Figura 112. Estructuras de las células en hepáticas foliosas.

Este grupo está menos adaptado al medio terrestre, algunas son totalmente acuáticas, en el caso de la mayoría de las foliosas se consideran epífitas de trocos, ramas y hojas de árboles, principalmente de bosques tropicales lluviosos.

2. Objetivo

Analizar las características morfológicas distintivas de las hepáticas en su fase gametofítica y esporofítica, además de reconocer algunas de las estructuras reproductoras.

Para trabajar las hepáticas es necesario que estén frescas, por lo cual se requiere que, si el material es seco, cuando menos 15 días antes se comiencen a regar.

3. Materiales y equipo

Microscopio óptico compuesto	Navaja de rasurar nueva
Microscopio estereoscópico	Lugol
Porta y cubreobjetos	Papel higiénico
Aguja y pinzas de disección	Papel seda o algodón
Material biológico: ejemplares colectados	

ANTES DE INICIAR TU PRÁCTICA ASEGÚRATE DE LAVAR CON ALCOHOL CUBREOBJETOS Y PORTAOBJETOS

4. Desarrollo de la Práctica

4.1. Observación del gametofito en hepáticas talosas

a) Enjuague un ejemplar del gametofito de una hepática talosa y mediante las pinzas y aguja de disección elimine los restos de sustrato que contenga.

b) En una caja de Petri, que contenga un poco agua, coloque un ejemplar limpio del gametofito taloso, con el uso del microscopio estereoscópico tome fotografías a diferentes aumentos, tanto de la parte dorsal (haz) como de la ventral (envés).

c) Prepare un portaobjetos con dos gotas de agua coloque un talo gametofítico por el haz y otro por el envés, ponga el cubreobjetos y si falta agua agregarla con un gotero por una esquina.

d) Ponga la preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observar:

- Las partes del haz y el envés observe los rizoides y/o escamas y su color.
- La forma del talo del ejemplar de la preparación de la caja de Petri.

e) Sobre la mesa de trabajo prepare un portaobjetos con dos gotas de agua, con las pinzas de disección tome un pedazo de gametofito de una hepática talosa y sobre la mesa de trabajo realice más de cinco cortes transversales muy finos, para esta parte se pueden auxiliar del microscopio estereoscópico, pase los cortes a las gotas de agua.

f) Coloque el cubreobjetos y ponga la preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observar:

- Las partes tanto del haz como del envés de acuerdo con la figura 107 en corte transversal.

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

4.2. Observación del esporofito de hepáticas talosas

a) Obtenga una muestra del gametofito de una hepática talosa, que tenga gametóforos, colóquela en una caja de Petri y enjuáguela para eliminar los restos de sustrato.

b) Prepare un portaobjetos con dos gotas de agua y coloque el gametóforo, ponga el cubreobjetos, si hace falta agua agréguela mediante un gotero por una esquina del cubreobjetos (Fig. 113)

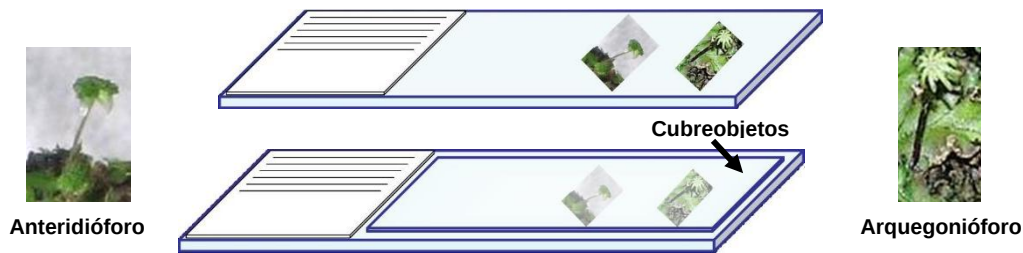


Figura 113. Montaje de gametóforos de hepática talosa.

c) Coloque el portaobjetos en el microscopio estereoscópico, y observe:

- Partes de los gametóforos

d) Prepare un portaobjetos con dos gotas de agua, a un lado de las gotas de agua coloque la cabezuela de un arquegonióforo y realice varios cortes muy finos longitudinales, se recomienda más de tres cortes, páselos a las gotas de agua, coloque el cubreobjetos.

e) Coloque el portaobjetos en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 5X y de ser necesario pase al de 10X y 40X, y observe:

- Esporofito globoso con cápsula, seta corta y pie.

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

4.3. Observación de estructuras reproductoras asexuales en hepáticas talosas

a) Obtenga una muestra del gametofito de una hepática talosa que tenga conceptáculos, colóquela en una caja de Petri y enjuáguela para eliminar los restos de sustrato, ponga la caja de Petri en el microscopio estereoscópico y observe:

- El contenido y forma del conceptáculo, tome fotografías en varios aumentos.

b) Sobre la mesa de trabajo prepare un portaobjetos con dos gotas de agua, mediante las pinzas de disección desprenda del conceptáculo las yemas o gemas y colóquelas en las gotas de agua, con la aguja de disección y las pinzas de punta fina ponga unas yemas en vista dorsal y otras en vista ventral, ponga el cubreobjetos.

c) Coloque el portaobjetos en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 5X y de ser necesario pase al de 10X y 40X, y observe:

- Estructuras y forma de las yemas en ambas vistas.

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS
OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

4.4. Observación del gametofito en hepáticas foliosas

a) Enjuague un ejemplar del gametofito de una hepática foliosa y mediante las pinzas y aguja de disección elimine los restos de sustrato que contenga.

b) En una caja de Petri, que contenga un poco de agua, coloque un ejemplar limpio del gametofito folioso, con el uso del microscopio estereoscópico tome fotografías a diferentes aumentos, tanto de la parte dorsal (haz) como de la ventral (envés)

c) Prepare dos portaobjetos con dos gotas de agua, en uno coloque un talo folioso por el haz y en el otro por el envés, ponga el cubreobjetos y si falta agua agregarla con un gotero por una esquina.

d) Ponga la preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 5X y de ser necesario pase al de 10X y 40X, y observe:

- Forma de las células isodiamétricas y cloroplastos, presencia de trígonos y cuerpos oleíferos.
- Inserción de lóbulos dorsales y ventrales y posible presencia de anfigastos.
- La forma del talo del ejemplar de la preparación de la caja de Petri.

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS
OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

Utiliza las tablas de la siguiente página para llenar el cuadro de las características de las especies observadas, ¡MANTÉN EL MISMO ORDEN DE LAS ESPECIES EN AMBAS TABLAS!

GÉNEROS TALOSOS	MORFOLOGÍA DEL GAMETOFITO	TIPO DE RIZOIDES	ESCAMAS Y COLOR	TIPO DE GAMETÓFOROS	ESTRUCTURAS REPRODUCTORAS. ASEXUALES	TIPO DE POROS	TIPO DE CÁMARAS AERÍFERAS

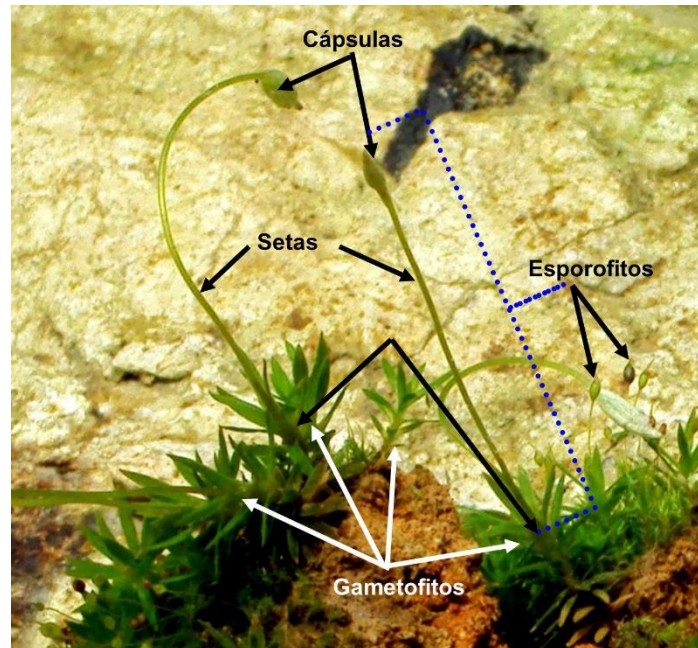
GÉNEROS FOLIOSOS	MORFOLOGÍA DEL GAMETOFITO	TIPO DE RIZOIDES	FORMA E INSERCIÓN DE LOS LÓBULOS	FORMA E INSERCIÓN DE ANFIGASTROS	FORMA DE LAS CÉLULAS	TRÍGONOS Y CUERPOS OLEÍFEROS	POSICIÓN Y FORMA DEL ESPOROFITO

PRÁCTICA 7

CITOLOGÍA Y MORFOLOGÍA DE BRYOPHYTA (Musgos)

1. Introducción

Las especies de este phylum presentan talos compuestos por gametofito folioso diferenciado en filidios, caulidio y rizoides pluricelulares, además del esporofito no sintetizador (Fig. 114)



Talo completo de musgo

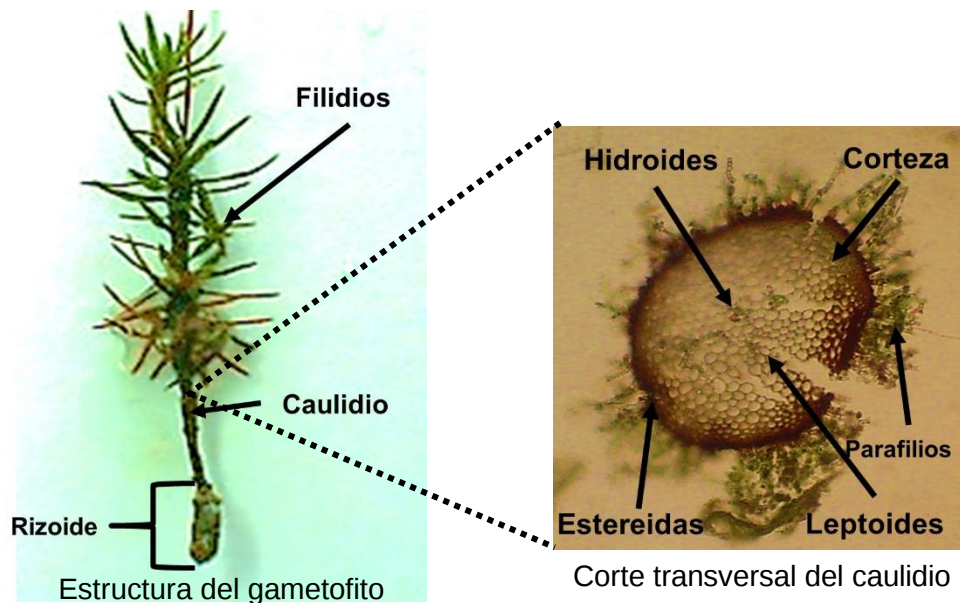


Figura 114. Morfología general del gametofito.

Los filidios son monoestratificados y se insertan en tres, cuatro o cinco filas alrededor del caulidio (Figs. 115, 116 y 117)

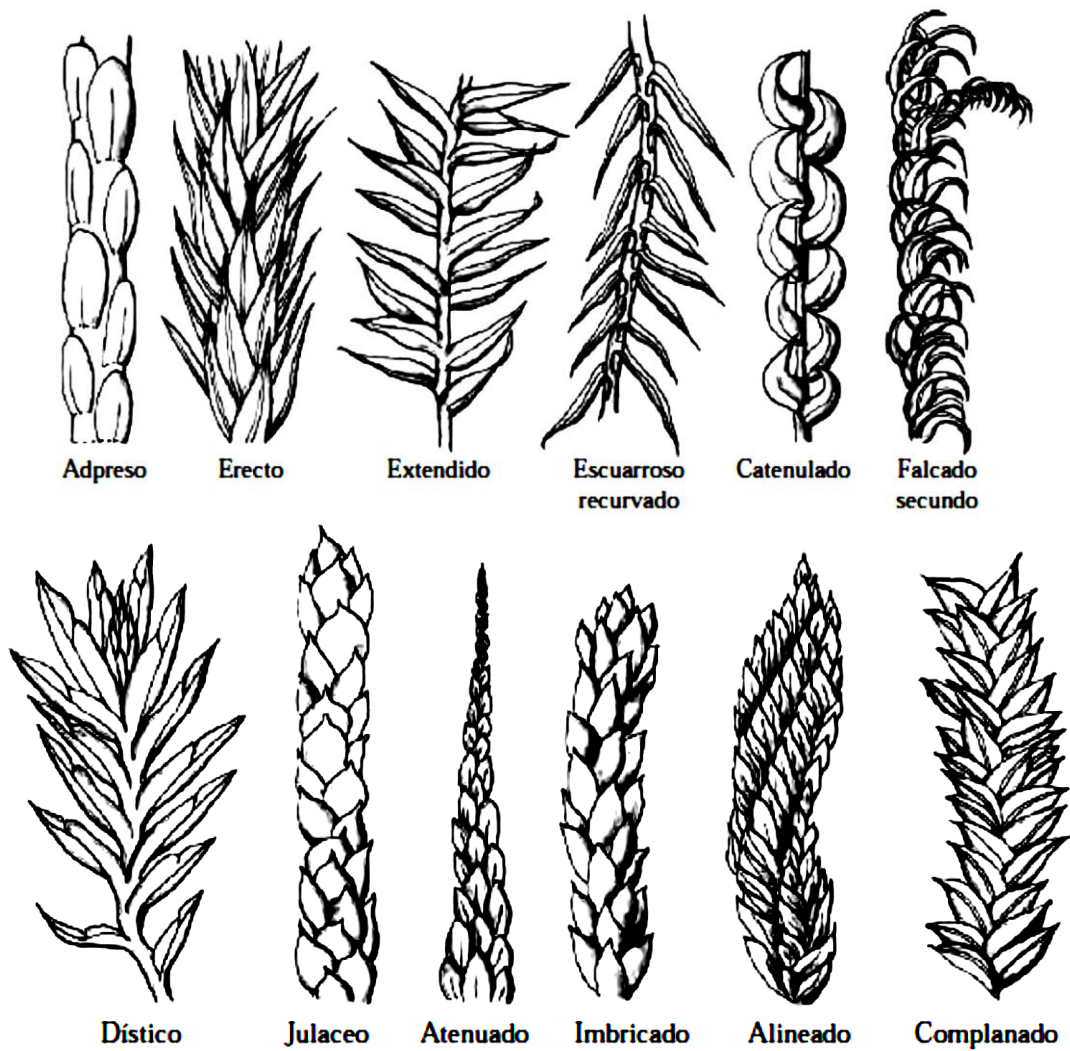


Figura 115. Inserción de los filidios con respecto al caulidio.
(Calzadilla y Churchill 2014)

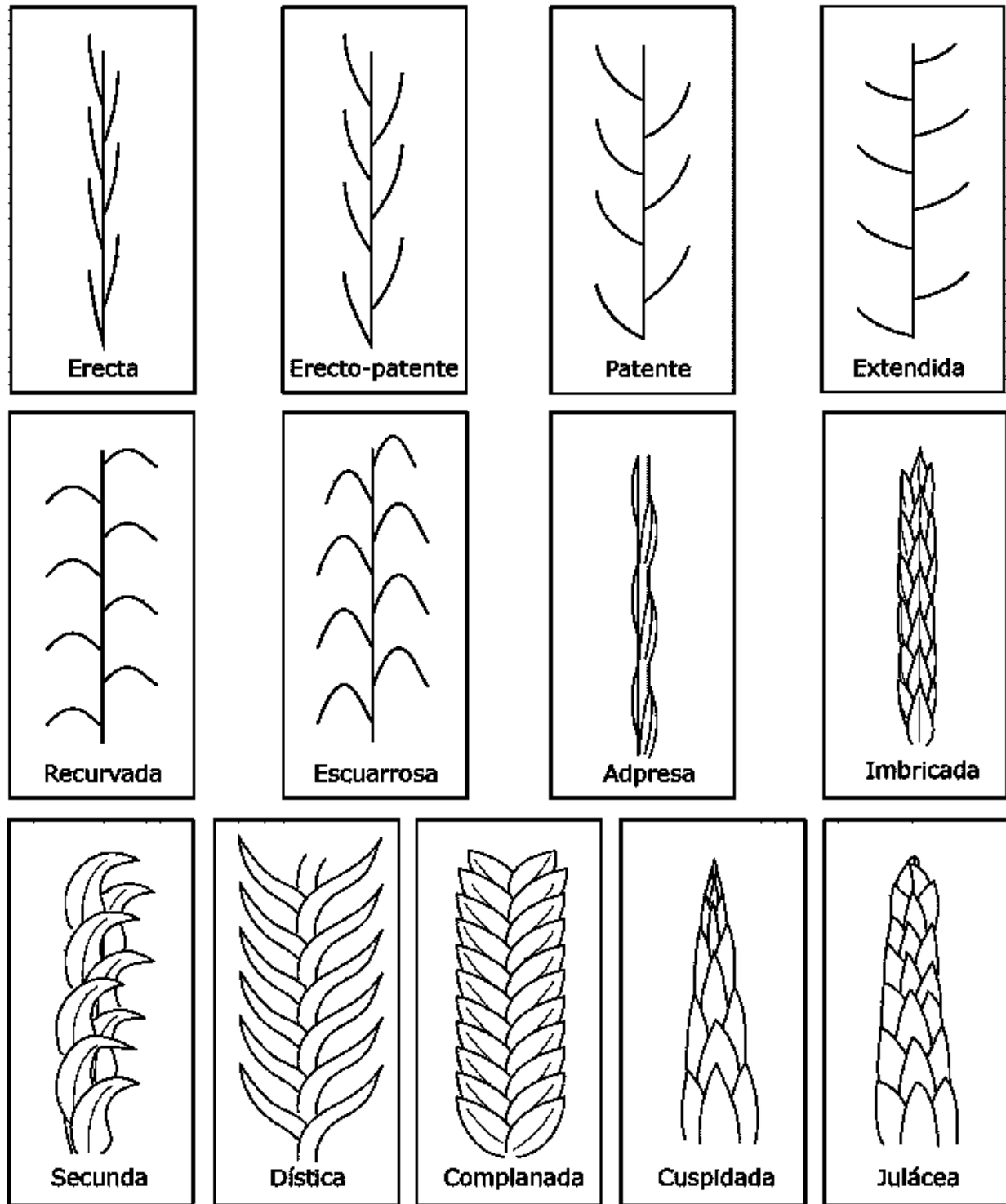


Figura 116. Inserción de los filidios con respecto al caulidio.
(Cano y Gutiérrez 2025 <https://elmusgo.blogspot.com/p/el-proyecto.html>)

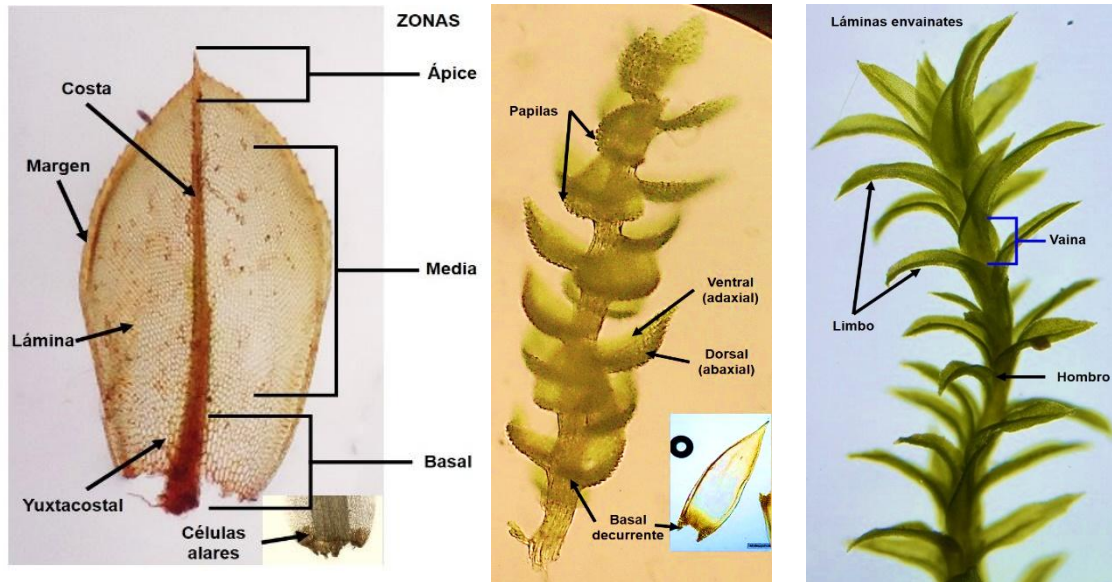
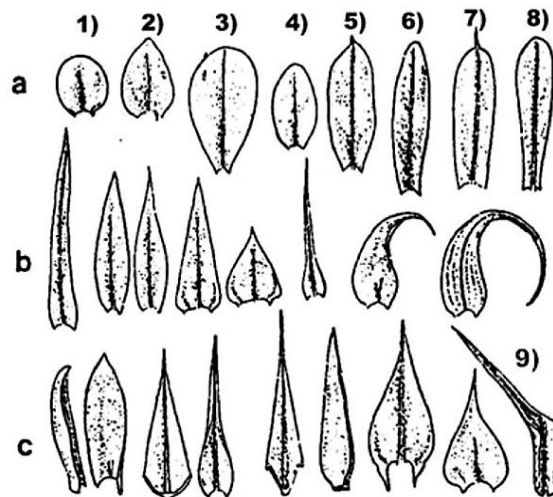


Figura 117. Morfología general de los filidios.

Las formas de los filidios son muy variadas (Fig. 118 y 119), los ápices, las bases (Fig. 120) y los márgenes son de importancia taxonómica (Fig. 121 y 122)



a: 1) Orbicular, 2) Ovado-aguda, 3) Obovado, 4) Oval, 5) Oblonga y mucronada, 6) Lingulada, 7) Lingulado-apiculada, 8) Espatulada.

b: 1) Linear, 2) Lanceolada, 3) Lanceolado-acuminada, 4) Triangular-alargada, 5) Deltoide, 6) Subulada con base ovada, 7) Falcada, 8) Circinado-plegada.

c: 1) Cóncavo-cuculada, 2) Ondulada, 3) Canaliculada, 4) Tubulosa, 5) Quillada con margen revoluto, 6) Conduplicada, 7) Ovado-lanceolada con margen serrado y base decurrente, 8) Ovado-acuminada, 9) Subulada con base abrazadora.

Figura 118. Forma de los filidios (Schofield 1985)

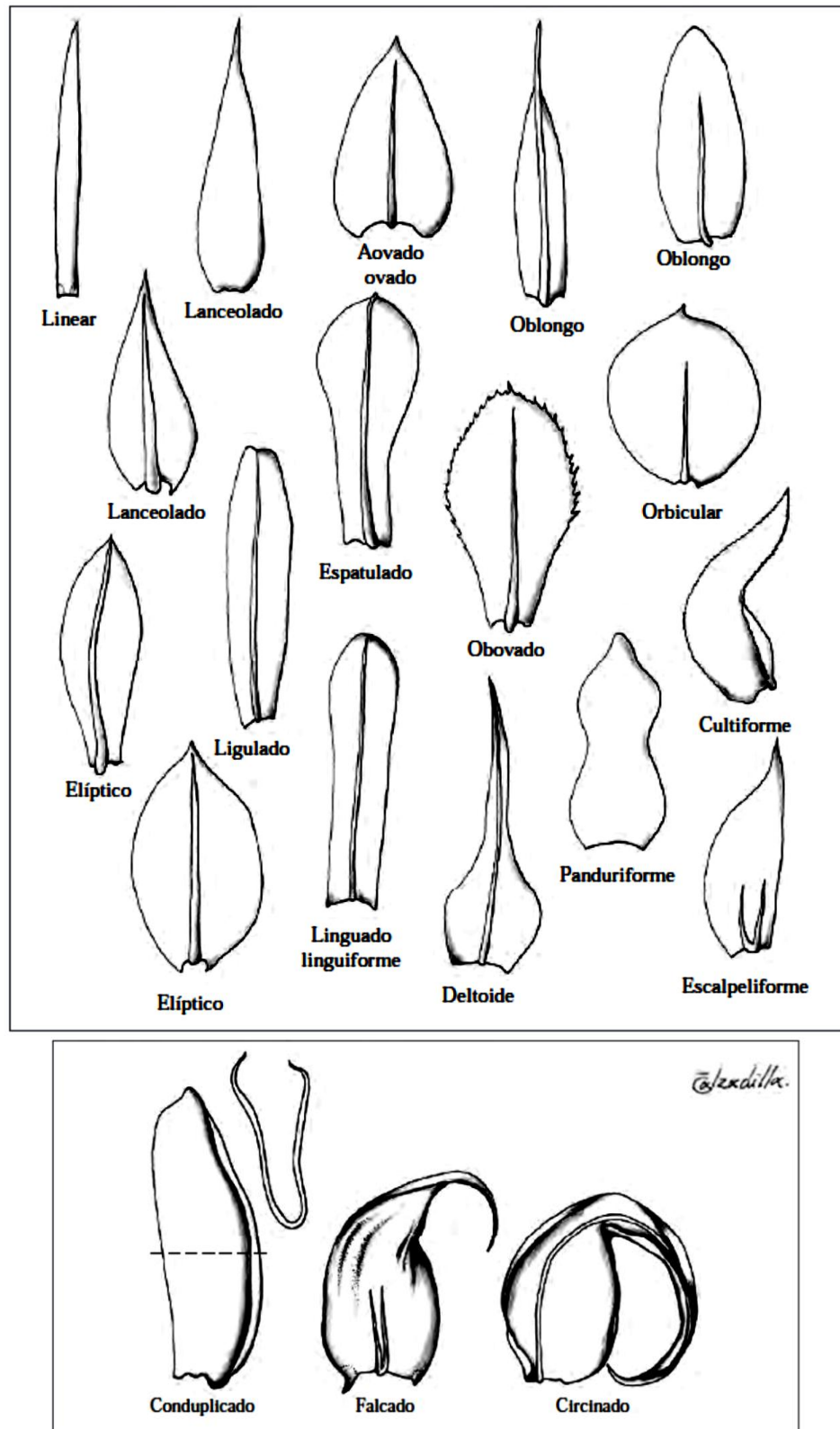
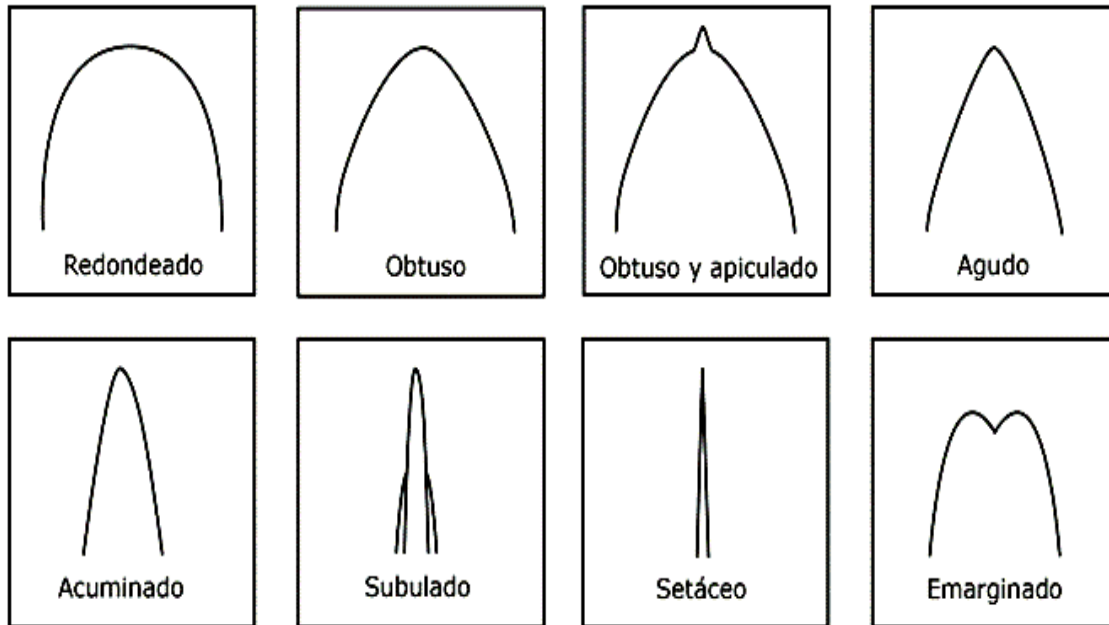
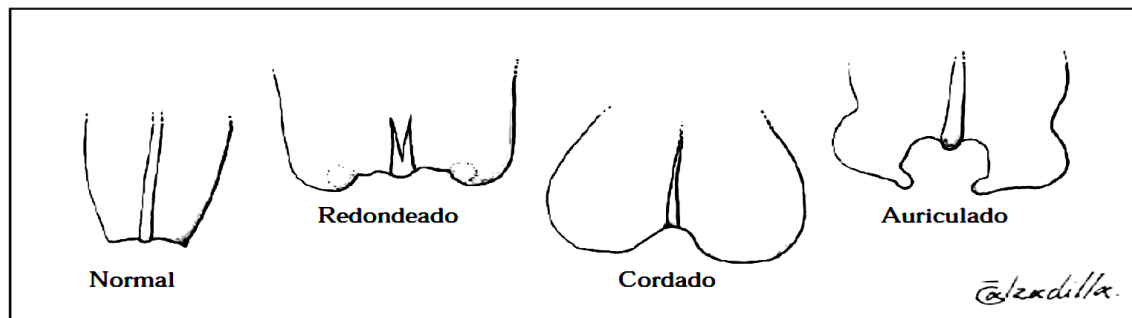


Figura 119. Forma de los filidios.
(Calzadilla y Churchill 2014)



Tipos de ápices

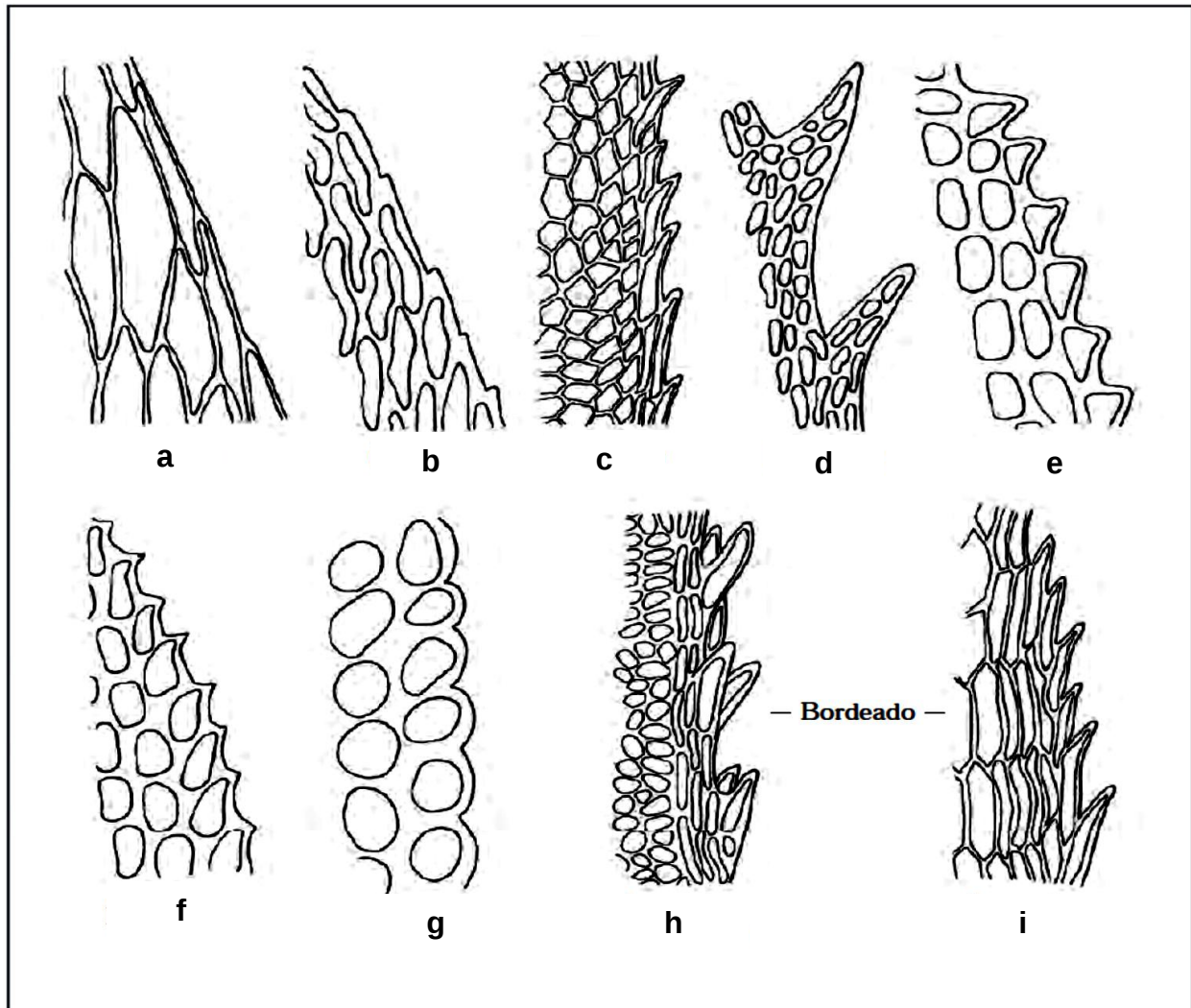
(Cano y Gutiérrez 2025 <https://elmusgo.blogspot.com/p/el-proyecto.html>)



Tipos de bases

(Calzadilla y Churchill 2014)

Figura 120. Tipos de ápices y bases de los filidios.



a: entero

b: serrulado

c: serrado

d: espinoso

e: dentado

f: denticulado

g: crenulado

h: doblemente aserrado

i: aserrado
simple

Figura 121. Tipos de márgenes filidio completo.
(Calzadilla y Churchill 2014)

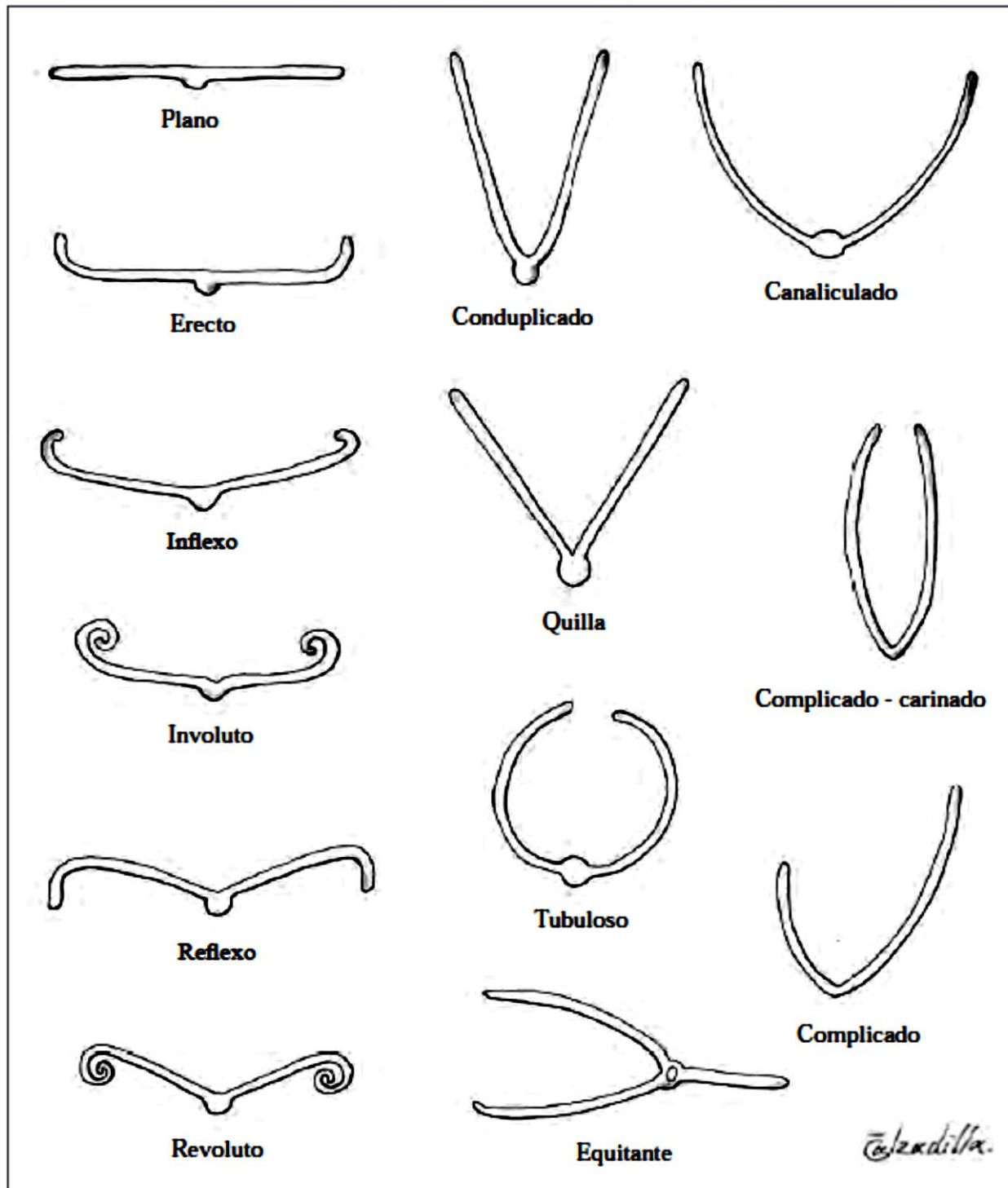
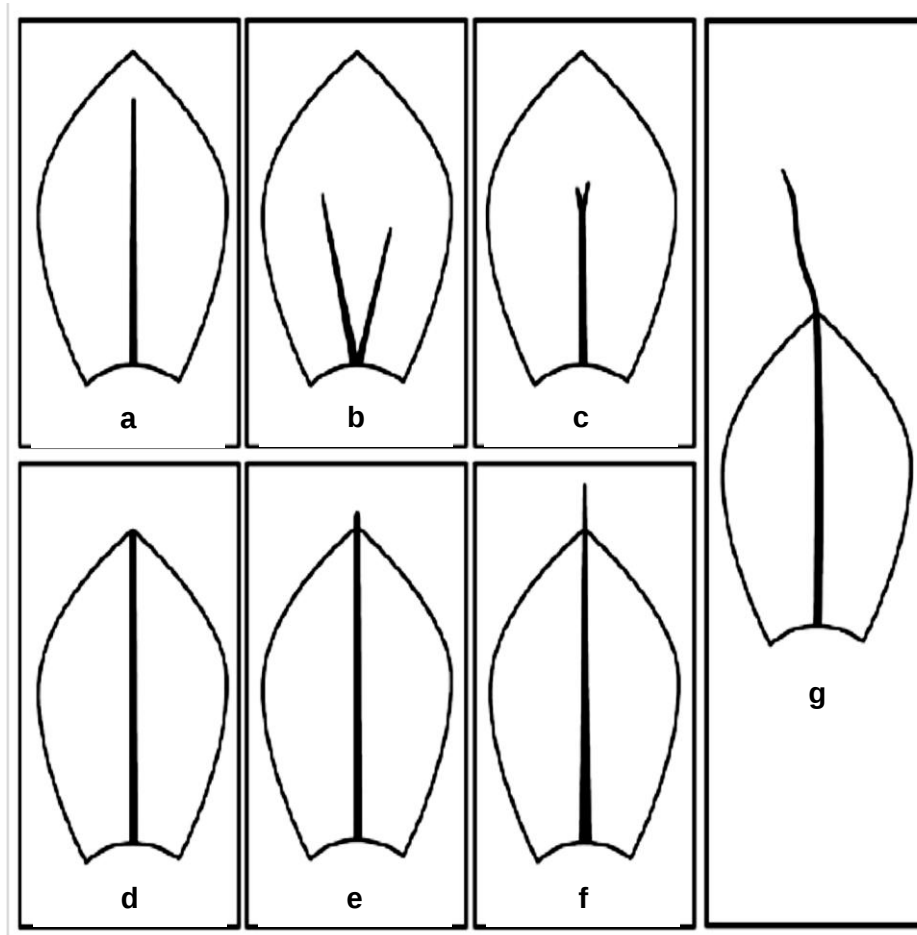


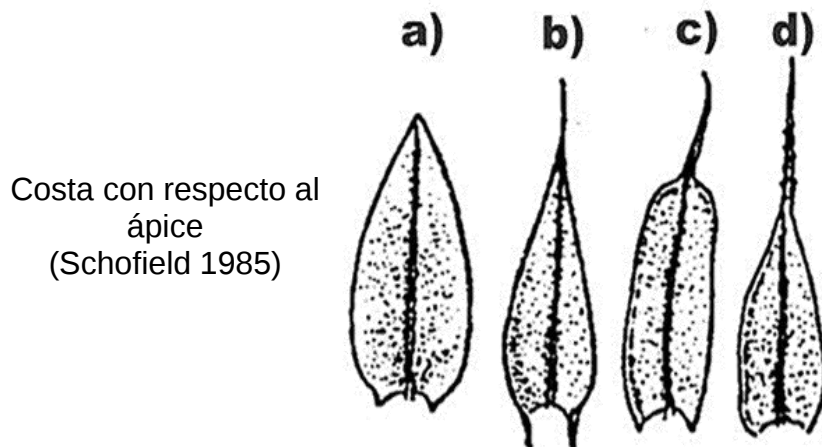
Figura 122. Tipos de márgenes en corte transversal fino.
(Calzadilla y Churchill 2014)

Los filidios pueden con frecuencia presentar costa semejante a la nervadura central de las hojas verdaderas, aunque de origen distinto, pueden ser anchas, estrechas, cortas, largas (Fig. 123) y con o sin lamelas, (Figs. 124)



a: simple b: doble c: furcado d: percurrente e: mucronado
f: excurrente g: excurrente en forma de pelo

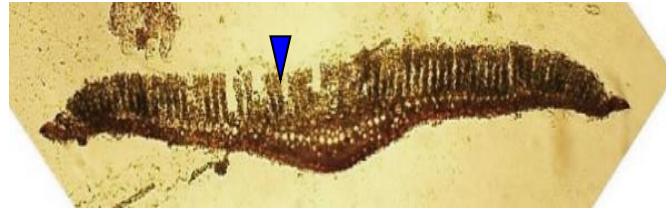
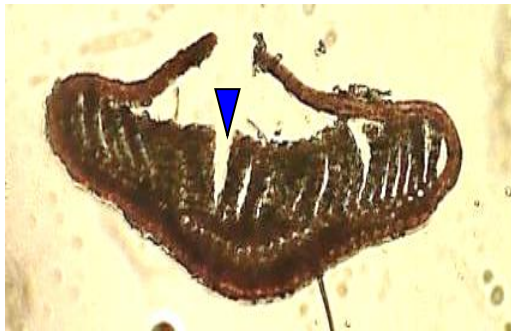
Costa con respecto a la base y su desarrollo (Cano y Gutiérrez 2025
<https://elmusgo.blogspot.com/p/el-proyecto.html>)



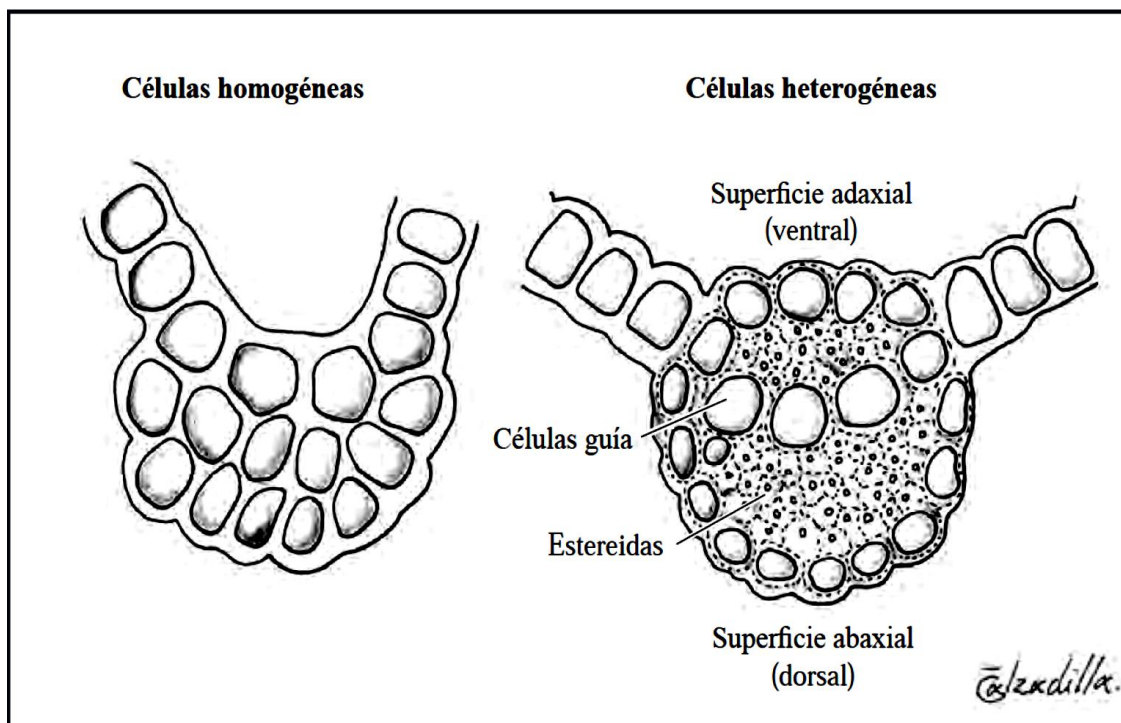
Costa con respecto al
ápice
(Schofield 1985)

a: percurrente b: cortamente excurrente c: excurrente como un pelo o arista
d: excurrente con una arista espinulosa

Figura 123. Morfología de la costa.



Costas con lamelas



Costa sin lamelas

Figura 124. Morfología de la costa en corte transversal muy fino del filidio.

Las células presentan formas variadas, dependiendo de las zonas donde se observen siendo las estructuras morfológicas de mayor importancia taxonómica en los musgos, éstas pueden presentar papilas o engrosamientos de la pared celular de forma característica y tamaño variado (Fig. 125 y 126)

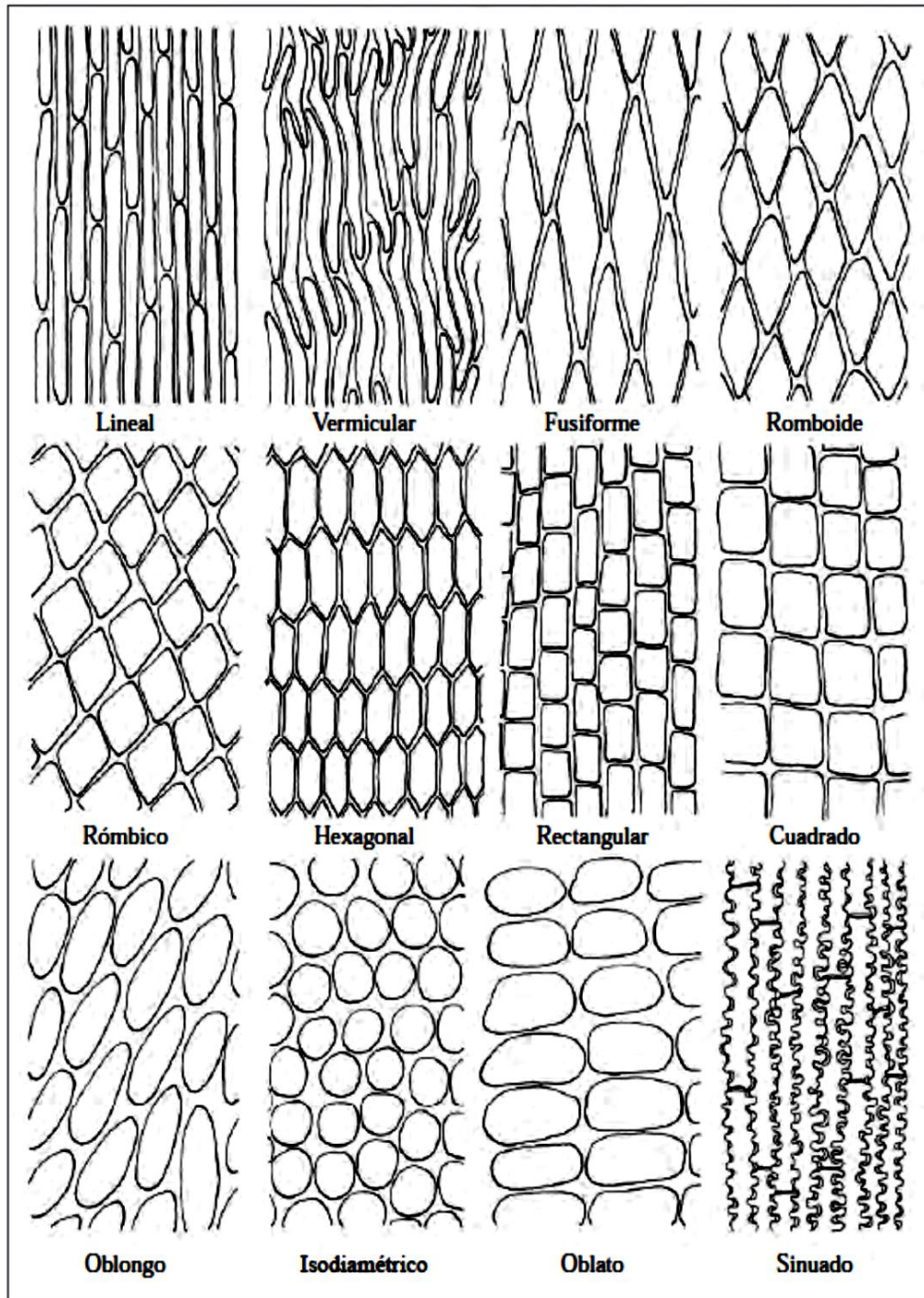


Figura 125. Tipos de células.
(Calzadilla y Churchill 2014)

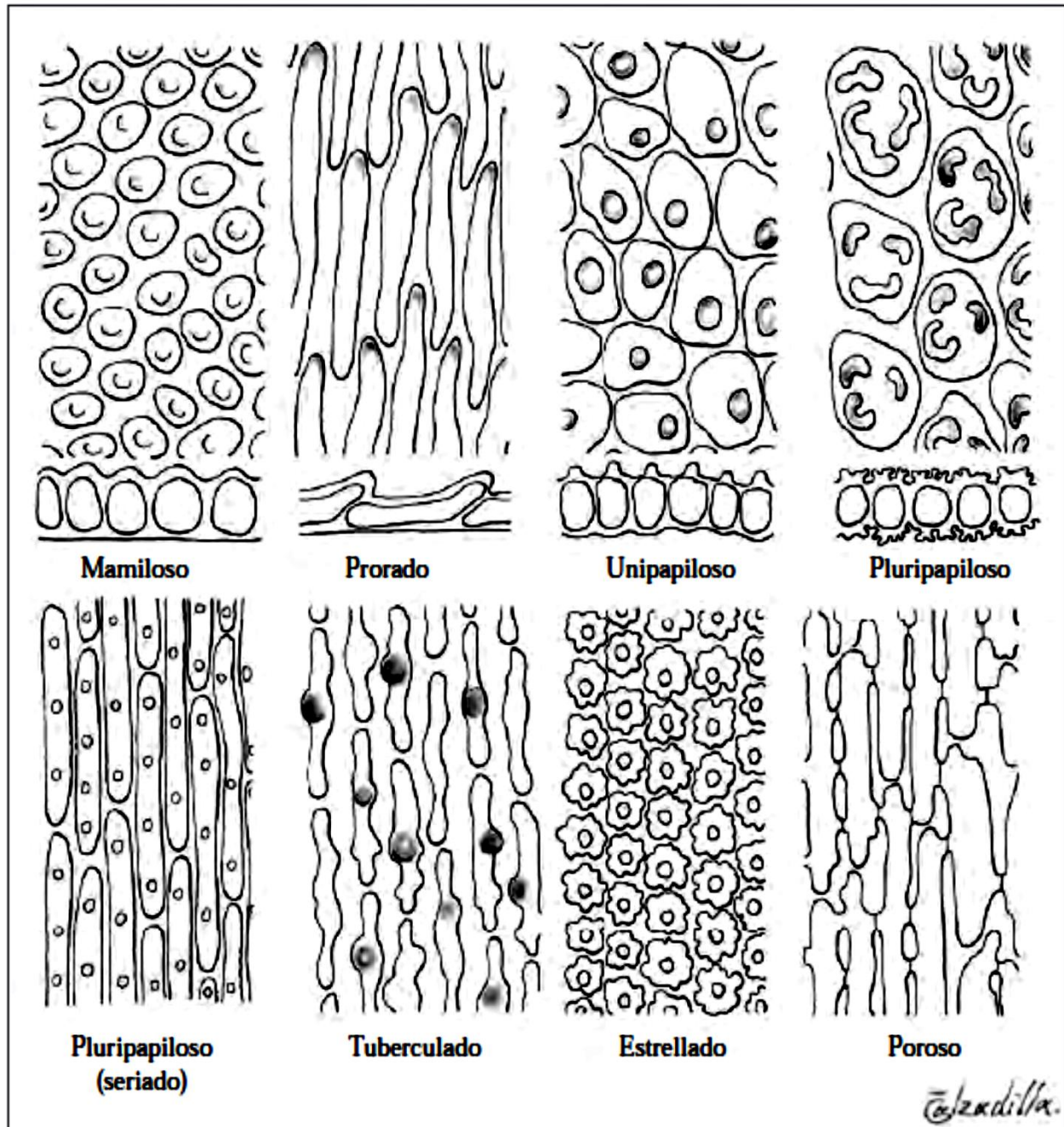


Figura 126. Tipos de papilas en células.
(Calzadilla y Churchill 2014)

Las estructuras reproductoras sexuales se localizan en el ápice de las ramas, protegidas por un grupo de filidios no fusionados, el periquecio para el conjunto de arquegonios (Fig. 127) y el perigonio para el grupo de anteridios (Fig. 128), presentan entre los gametangios filamentos estériles llamados parafisos, que les brindan protección y además son de carácter hidrofílico, el periquecio y el perigonio se pueden observar antes de la formación del esporofito.

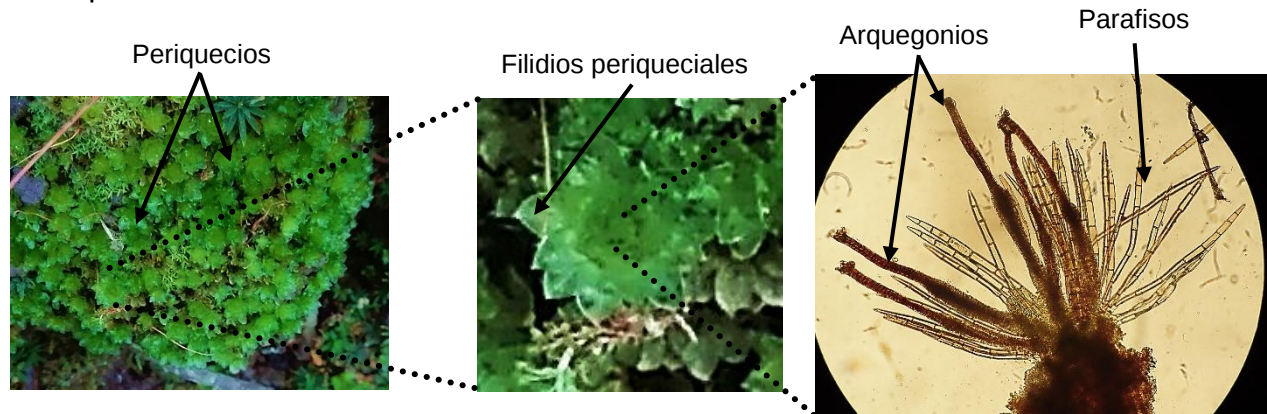


Figura 127. Morfología del gametóforo femenino (periquecio)

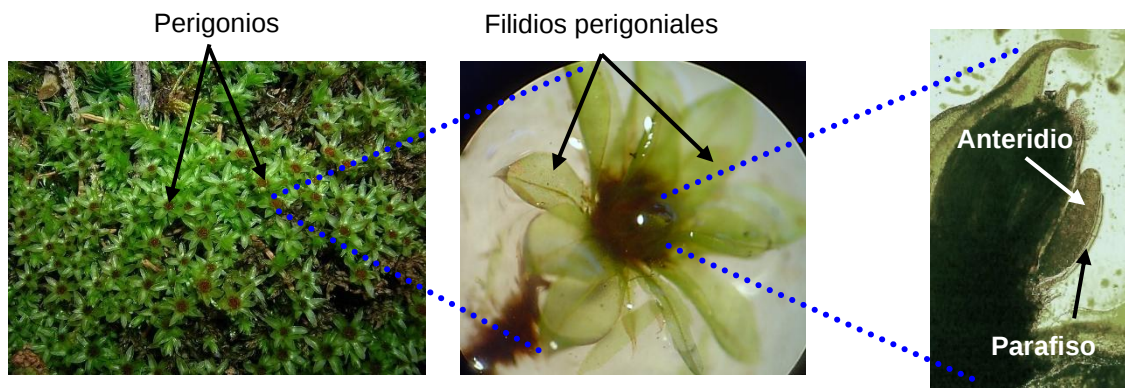


Figura 128. Morfología del gametóforo masculino (perigonio)

El esporofito es dependiente del gametofito y no fotosintetizador, la forma de crecimiento y la posición del esporofito es de importancia taxonómica, en este sentido se conocen tres tipos de crecimiento:

a) Acrocárpicos, el esporofito crece verticalmente a partir del ápice del eje principal del gametofito, generalmente se presentan en musgos erectos (Fig. 129a)

b) Pleurocárpicos, el esporofito crece lateralmente sobre el eje principal del gametofito y en ocasiones de sus ramas, siempre se presentan en musgos postrados (Fig. 129b)

c) Cladocárpicos, es una variante de los pleurocárpicos, la diferencia está en que el esporofito crece a partir del ápice de ramas siempre laterales, puede ser muy largo o corto casi pegado al caulidio, generalmente se presentan en musgos postrados (Fig. 129c)

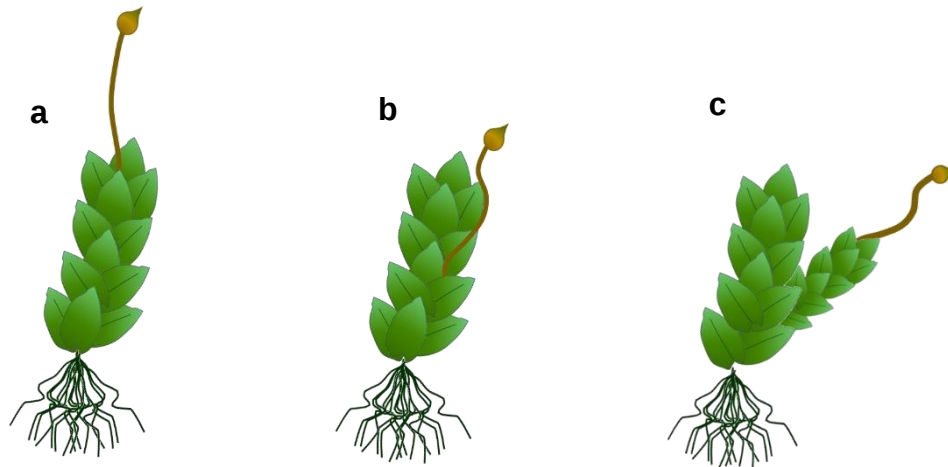


Figura 129. Posición y crecimiento del esporofito.
a) acrocárpico, b) pleurocárpico, c) cladocárpico

La cápsula es de forma variada y presenta una apófisis, hipófisis o engrosamiento basal en el cual pueden haber muchos estomas, una urna que es el receptáculo esporígeno, en el interior de la urna esta una columela como prolongación de la seta rodeada de tejido esporógeno, puede haber un peristoma con dientes en el margen para facilitar la liberación de las esporas o estar reducido o ausente, un opérculo o tapa unido al peristoma mediante el anillo o annulus formado por una o varias hileras de células y una caliptra protectora sobre el opérculo, la cual crece a partir de la pared del arqueogonio (Fig. 130)

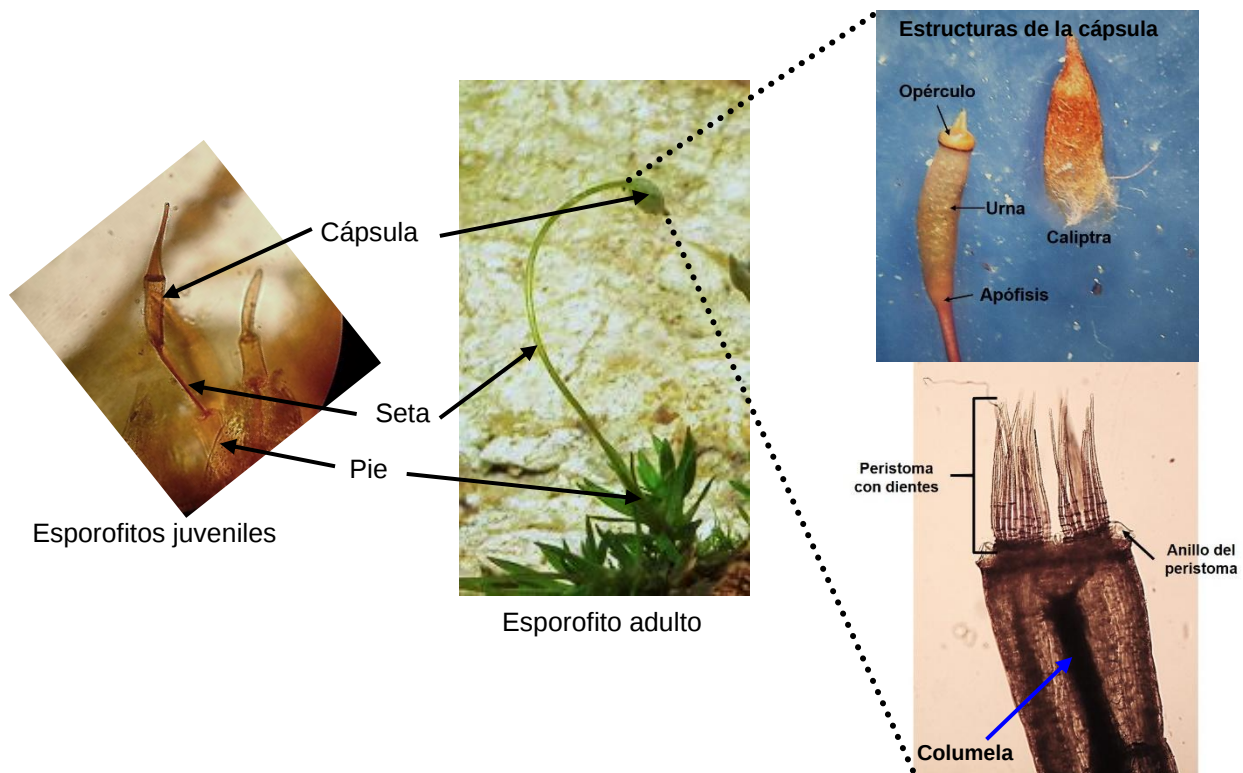


Figura 130. Estructura del esporofito.

La estructura del peristoma también es de importancia taxonómica, este puede ser simple con una sola hilera de estructuras casi filiformes llamadas dientes, las que incluso pueden estar reducidas y doble con dientes y segmentos celulares (Fig. 131), los dientes pueden ser haplolépidos si están compuestos por una sola columna de células o diplolépidos si se componen de dos columnas de células.

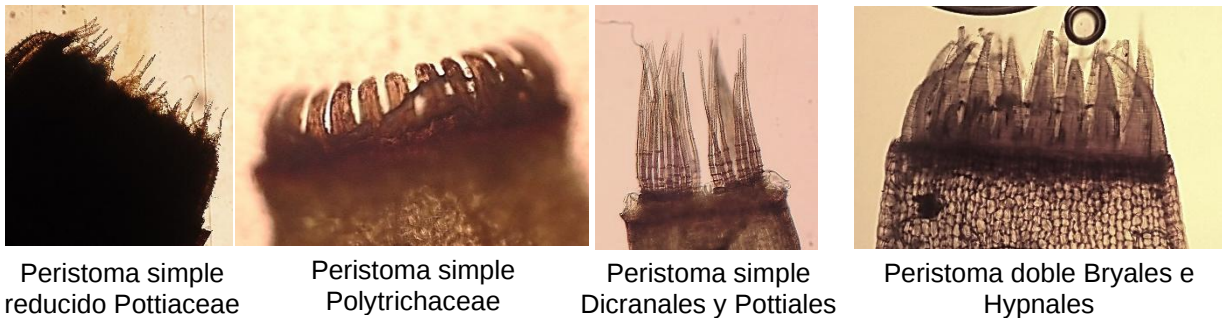


Figura 131. Tipos de peristomas.

Dentro de la clase Bryopsida, el orden Bryales incluye la mayoría de los musgos.

2. Objetivo

Analizar las características morfológicas distintivas de los musgos en su fase gametofítica y esporofítica, además de reconocer algunas de las estructuras reproductoras.

Para trabajar los musgos es necesario que estén frescos, por lo cual se requiere que, si el material es seco, cuando menos 15 días antes se comiencen a regar.

ANTES DE INICIAR TU PRÁCTICA ASEGÚRATE DE LAVAR CON ALCOHOL
CUBREOBJETOS Y PORTAOBJETOS

3. Materiales y equipo

Microscopio óptico compuesto	Navaja de rasurar nueva
Microscopio estereoscópico	Lugol
Porta y cubreobjetos	Papel higiénico
Aguja y pinzas de disección	Papel seda o algodón
Material biológico: ejemplares colectados	

4. Desarrollo de la Práctica

4.1. Observación del gametofito en musgos

a) Enjuague el rizoide de un o dos individuos de musgo fresco, de preferencia que presenten el gametofito y el esporofito, con las pinzas y aguja de disección elimine los restos de sustrato que contenga.

b) En una caja de Petri, que contenga un poco agua, coloque uno o dos ejemplares limpios, coloque la caja con la muestra en el microscopio estereoscópico y observar

- Disposición de los filidios y el esporofito.
- Presencia o no de láminas vaginantes (Fig. 132)

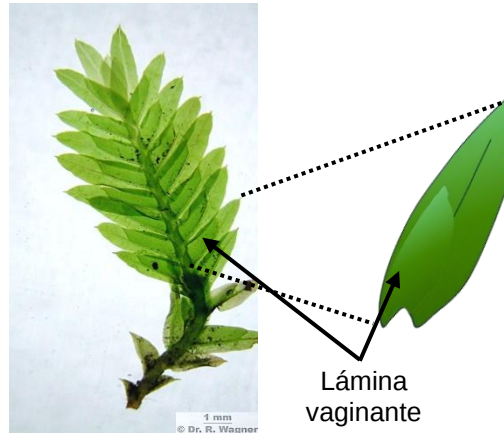


Figura 132. Posición de la lámina vaginante.

c) Sobre la mesa de trabajo prepare un portaobjetos con dos gotas de agua, de uno de los individuos de musgo de la caja de Petri con dos agujas de disección desprenda los filidios del caulidio, hacerlo desde la base.

d) Separe el caulidio y colóquelo en el portaobjetos a un lado de las gotas de agua, realice al menos cinco cortes muy finos transversales y trasládelos a las gotas de agua, ponga el cubreobjetos y si falta agua agregarla con un gotero por una esquina.

e) Ponga la preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observar:

- Presencia o ausencia de leptoides e hidroides, corteza, estereidas y parafilios.

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

f) Sobre la mesa de trabajo prepare un portaobjetos con dos gotas de agua, agregar cinco de los filidios desprendidos del caulidio desde la base (Fig. 133)



Figura 133. Filidios completos desprendidos desde la base.

g) Coloque el cubreobjetos y ponga la preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observar:

- Forma de los filidios.
- Tipo de margen, ápice y base.
- Si presenta o no células alares y su forma y disposición.
- Forma de las células del margen y de la parte media.
- Si presenta papilas o no y de que tipo.
- En caso de presentar costa tipo y desarrollo con respecto al ápice.

h) Sobre la mesa de trabajo prepare un portaobjetos con dos gotas de agua, enrolle longitudinalmente uno de los filidios y con ayuda del microscopio estereoscópico realice al menos cinco cortes transversales muy finos y páselos a las gotas de agua, ponga el cubreobjetos y si falta agua agregarla con un gotero por una esquina (Fig. 134)



Figura 134. enrollamiento longitudinal y cortes finos del filidio.

i) Ponga la preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observar:

- Forma de la costa.
- Presencia o no de papilas y forma de éstas.
- Presencia o no de lamelas.

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

4.2. Observación de gametangios de musgos

a) Escoja un individuo de un musgo en el que no sea evidente el esporofito y colóquelo en una caja de Petri con poca agua, bajo el microscopio estereoscópico con ayuda de pinzas de disección de punta fina desprenda los filidios del caulidio desde la base hacia el ápice, a mayor aumento revisar la parte apical para ver si hay o no gametangios (Figs. 127 y 128, página 108)

b) Sobre la mesa de trabajo prepare un portaobjetos con dos gotas de agua, con las pinzas de disección desprenda la parte apical del caulidio que contenga gametangios colóquela sobre el portaobjetos a un lado de las gotas de agua y realice un corte longitudinal del mismo y arrastre las partes hacia el agua, ponga el cubreobjetos y si falta agua agregarla con un gotero por una esquina.

c) Ponga la preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 5X y de ser necesario pase al de 10X y 40X, y observar:

- Los gametangios y los filamentos (parafisos) que lo protegen.
- Es posible que solo se observen esporofitos muy juveniles, en este caso ubique las partes que los componen.

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

4.2. Observación del esporofito de musgos

a) Escoja un individuo de un musgo que tenga el esporofito y colóquelo en una caja de Petri con poca agua, bajo el microscopio estereoscópico con ayuda de pinzas de disección de punta fina desprenda los filidios desde la base del caulidio hacia el origen del esporofito (no desprenda los últimos filidios), a mayor aumento ver el caulidio más el esporofito y observar:

- Los filidios periqueciales.
- Las partes del esporofito pie, seta, cápsula y en su caso la caliptra.

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

b) Sobre la mesa de trabajo prepare un portaobjetos con dos gotas de agua, utilizando el microscopio estereoscópico de un esporofito con las pinzas de disección desprenda la cápsula y colóquela sobre el portaobjetos a un lado de las gotas de agua, si tiene la caliptra despréndala, enseguida quite el opérculo y realice un corte longitudinal fino de la cápsula y arrastre las partes hacia el agua, ponga el cubreobjetos y si falta agua agregarla con un gotero por una esquina.

c) Ponga la preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 5X y de ser necesario pase al de 10X y 40X, y observar:

- Forma de la caliptra.
- Forma del opérculo.
- Tipo de peristoma y dientes.
- Forma de los triletes de esporas

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

Utiliza las tablas de la siguiente página para llenar el cuadro de las características de las especies observadas, ¡MANTÉN EL MISMO ORDEN DE LAS ESPECIES EN AMBAS TABLAS!

ESPECIES	HÁBITO DEL GAMETOFITO	TIPO DE GAMETÓFOROS	DISPOSICIÓN DE FILIDIOS	FILIDIOS (forma, margen, costa)	POSICIÓN DEL ESPOROFITO	PARTES DEL ESPOROFITO (en caso de observarse)

ESPECIES	FORMA DE LA CALIPTRA	FORMA DE LA CÁPSULA	APÓFISIS O HIPÓFISIS Y ESTOMAS	FORMA DEL OPÉRCULO	TIPO DE PERISTOMA	TIPO DE DIENTES

PRÁCTICA 8

MORFOLOGÍA Y CITOLOGÍA DE ANTHOCEROTOPHYTA (Antocerotas)

1. Introducción

Este phylum incluye una clase y tres subclases, se encuentra ampliamente distribuido en el mundo, aunque son poco frecuentes en las regiones árticas, predominan más en zonas tropicales y subtropicales.

Presentan gametofitos talosos, de simetría dorsiventral, lobulados, pluriestratificados y sin diferenciación de tejidos internos; en algunos casos el talo está claramente recorrido por nervios, en otros posee laminillas dorsales o prolongaciones en forma de pelo, en varias especies los talos cuentan con propágulos pluricelulares marginales, el margen puede ser diversamente lobulado o crenulado; los rizoides son unicelulares y sin la presencia de cámaras aéreas. Cada célula frecuentemente cuenta con 1-8 cloroplastos grandes, con un solo pirenoide cada uno, el cual es diferente al de las algas.

Los órganos sexuales se encuentran profundamente hundidos en la parte dorsal de las capas superiores de los talos que en general son bisexuales, aunque algunos son heterotálicos, en cada uno de estas cámaras se producen de uno a varios anteridios, el pedúnculo suele ser corto, al momento de ser liberados los anterozoides se produce una escisión regular o irregular de la pared de la cámara anteridial.

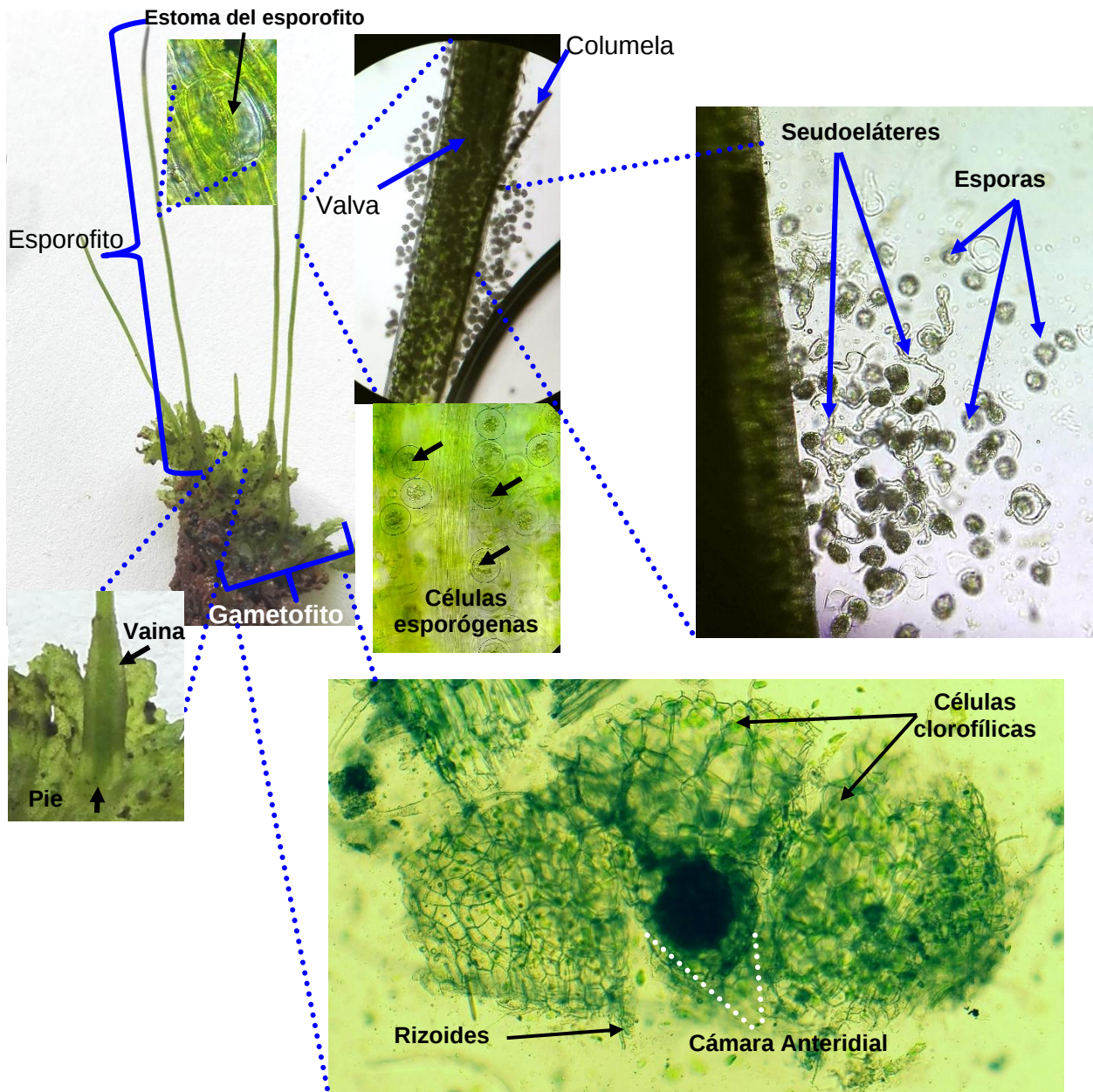
El contorno de los arquegonios internamente es en forma de botella, no están claramente diferenciados de las otras células del talo, por lo tanto, el huevo queda en la base de una depresión de la botella la cual se abre en la superficie dorsal del talo. Después de la fecundación se forma un cigoto que da lugar a un embrión y al final a un esporofito.

El esporofito es fotosintético, tiene un pie, una cápsula que es extremadamente larga en la cual se encuentra la epidermis, parénquima clorofílico, tejido esporígeno (con esporas individuales, en tétradas y eláteres) y una columnela central. Por encima del pie se encuentra una zona meristemática intercalar (una zona de divisiones celulares continuas), que agrega constantemente nuevas células a la base del esporangio, lo cual significa que pueden formarse esporas durante largos períodos (Fig. 135)

Sólo bajo condiciones de crecimiento favorables, el esporofito puede crecer de manera considerable, incluso en estado de madurez contiene clorofila. El pie de los esporofitos en ocasiones se ensancha y, mediante la descomposición del gametofito, entra en contacto más o menos directo con el suelo, Estos tienen la capacidad de sobrevivir independientemente durante cierto tiempo.

En la pared de la epidermis del esporofito existe cutina que es un material ceroso que retarda la evaporación del agua, también se encuentran estomas provistos de células oclusivas, estos se abren interiormente a un sistema de espacios intercelulares al madurar la cápsula se abre en dos valvas para liberar las esporas, estas maduran progresivamente desde la parte superior a la inferior; estas valvas con frecuencia se

arrollan y se desenrollan según los cambios de la humedad del aire, ayudando así a la expulsión de las esporas.



Corte transversal del gametofito laminar

Figura 135. Estructura del esporofito y gametofito de *Anthoceros* sp.

Parte del tejido esporógeno de la base del esporangio es reemplazado por una banda conductora visible, las esporas se separan normalmente una vez liberadas, pero en algunos casos quedan tétradas. La pared esporígena varía según las especies puede ser parda, amarilla o negra, entre las esporas se encuentran seudoeláteres alargados y más o menos ramificados.

La reproducción vegetativa también se efectúa en algunos géneros por medio de engrosamientos marginales que forman una capa externa protectora que las capacita para sobrevivir por periodos de sequía cuando muere el talo principal, en los talos homotáticos se producen los anteridios antes que los arquegonios.

La importancia evolutiva de este grupo ha destacado por el parecido superficial con los psilófitos (plantas vasculares fósiles), ya que al parecer tuvieron un antecesor en común, aunque todavía esto es controversial. Esta clase solo presenta cinco géneros.

2. Objetivo

Analizar las características morfológicas distintivas de los antocerotas en su fase esporofítica y gametofítica, además de reconocer algunas de las estructuras reproductoras.

Para trabajar los antocerotas es necesario que estén frescos, por lo cual se requiere que, si el material está seco, cuando menos 15 días antes se comiencen a regar.

3. Materiales y equipo

Microscopio compuesto	Navaja de rasurar nueva
Microscopio estereoscópico	Lugol
Porta y cubreobjetos	Papel higiénico
Aguja y pinzas de disección	Papel seda o algodón
Material biológico: ejemplares colectados	

4. Desarrollo de la práctica

4.1. Observación del gametofito en antocerotas

a) Enjuague un ejemplar del gametofito de un antocerota y mediante las pinzas y aguja de disección elimine los restos de sustrato que contenga.

b) En el microscopio estereoscópico coloque una caja de Petri, que contenga un poco agua y un ejemplar limpio del gametofito taloso por la parte dorsal (haz) y otro por la ventral (envés) y observar:

➤ Las partes del haz y el envés y los rizoides.

c) Sobre la mesa de trabajo prepare un portaobjetos con dos gotas de agua, con las pinzas de disección tome un pedazo de gametofito de un antocerota colóquelo en el portaobjetos cerca de las gotas de agua y realice más de cinco cortes transversales muy finos, para esta parte se pueden auxiliar del microscopio estereoscópico, pase los cortes a las gotas de agua.

d) Coloque el cubreobjetos y ponga la preparación en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y de ser necesario pase al de 40X, y observar:

- Las partes tanto del haz como del envés en corte transversal.

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

4.2. Observación del esporofito en antocerotas

a) Sobre la mesa de trabajo prepare un portaobjetos con cuatro gotas de agua, con las pinzas de disección tome un esporofito de un antocerota y deposítelo en el agua, coloque el cubreobjetos de 44 x 22 mm (Fig. 136), si hace falta agua agréguela con un gotero por un lado del cubreobjetos.

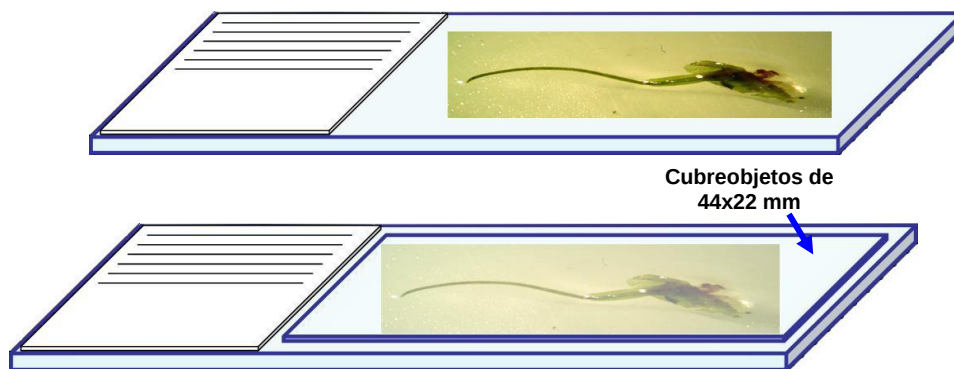


Figura 136. Montaje de esporofito de antocerota.

b) Prepare un portaobjetos con dos gotas de agua, a un lado de las gotas de agua coloque un esporofito de antocerota y realice un corte longitudinal, páselo al agua, coloque el cubreobjetos (Fig. 137)

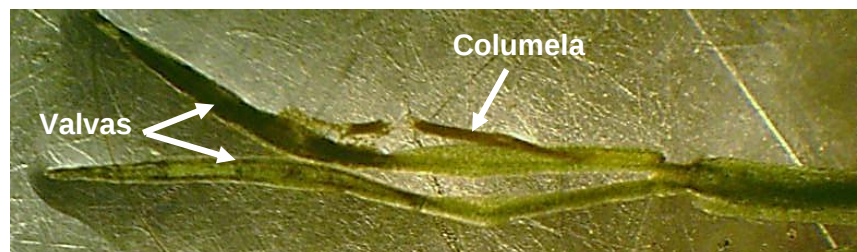


Figura 137. Corte longitudinal del esporofito de un antocerota.

e) Coloque el portaobjetos en la platina del microscopio óptico compuesto, enfoque con el objetivo de 10X y 40X, y observar:

- Partes de la cápsula cilíndrica (valvas, columnela, tejido esporógeno, esporas y pseudoeláteres), vaina y de ser posible el pie.
- Presencia de estomas.

REALICE ESQUEMAS, COLOQUE LOS NOMBRES DE LAS ESTRUCTURAS OBSERVADAS Y TOME FOTOGRAFÍAS

Utiliza las tablas de la siguiente página para llenar el cuadro de las características de las especies observadas, ¡MANTÉN EL MISMO ORDEN DE LAS ESPECIES EN AMBAS TABLAS!

ESPECIES	MORFOLOGÍA DEL GAMETOFITO	TIPO DE RIZOIDES	FORMA DE LAS CÉLULAS Y CLOROPLASTOS	TIPO DE GAMETANGIOS	TIPO DE CÁMARAS AERÍFERAS CON O SIN CIANOBACTERIAS

ESPECIES	MORFOLOGÍA DEL ESPOROFITO	FORMA DEL LOS ESTOMAS	FORMA Y COLOR DE LAS VALVAS	FORMA Y COLOR DE LAS ESPORAS

BIBLIOGRAFÍA

- Abbot, A. I. y Hollenberg, J. G. (1976). *Marine algae of California*. California, U. S. A. Stanford University Press. Stanford.
- Abbot, A. I. y Dawson, E. Y. (1978). *How to know the seaweeds*. Dubunque, U. S. A. Wm.C. Brown, Co. Publ.
- Álvarez-Álvarez, J. E., N. Quiroz-González, D. L. Rodríguez-Muñoz y L. G. Aguilar-Estrada. (2020). Algas epífitas en *Padina durvillei* y *P. crispata* (Dyctiotaceae, Phaeophyceae) en el Pacífico tropical mexicano. *Acta Botánica Mexicana* 127: e1594. DOI: 10.21829/abm127.2020.1594
- Bold, H. C. y Wynne, M. J. (1985). *Introduction to the Algae*. U. S. A. Prentice-Hall, Inc.
- Calzadilla, E. y S. P. Churchill. (2014). *Glosario ilustrado para musgos neotropicales*. La Rosa Editorial, Bolivia.
- Cárdenas S., M. A. y Delgadillo M., C. (1982). *Manual de Briofitas*. México. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Carmona J., J., M. A. Hernández M. y M. Ramírez V. (2004). *Algas glosario ilustrado*. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Cavalier-Smith, T. (2013). Symbiogenesis: Mechanisms, Evolutionary Consequences, and Systematic Implications. *Annu. Rev. Ecol. Evol.* 44:145–72
- Chapman, J. V. y Chapman, D. J. (1975). *The Algae*. London, Great Britain. Mcmillan Press LTD.
- Ceballos C., J. G. A., Alvarado V., R. y Ortega M., M. R. (1996). *Las algas Colecta, Preservación y Análisis*. Facultad de Biología, Laboratorio de Biología Acuática, Morelia, Mich. México. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo.
- Dawes, C. J. (1986). *Botánica Marina*. México. Limusa.
- Delgadillo-Moya, C., D.A. Escolástico, E. Hernández-Rodríguez, P. Herrera-Paniagua, P. Peña-Retes y C. Juárez-Martínez. (2022). *Manual de Briofitas*, 3a ed. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Glime, J. M., Bisang, I., Lissner J., Boelema, W. J. y Wagner, D. H. (2006). *Bryophyte Ecology*. <https://digitalcommons.mtu.edu/bryophyte-ecology/>, última consulta: 23 de agosto 2018.
- Graham, L.E. y Wilcox, L.W. (2000). *Algae*. U.S.A. Prentice-Hall, Inc.

- Guiry, M. D. y G. M. Guiry. (2025). AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway Recuperado de: <http://www.algaebase.org>.
- Lee, R. E. 2008. *Phycology*. Cambridge. Great Britain. Cambridge University Press.
- León Á., D., C. Candelaria S., P. Hernández A. y H. León T. (2017). Géneros de algas marinas tropicales de México I. Algas verdes. Universidad Nacional Autónoma de México.
- León A., D. y M. L. Núñez R. (2017). Géneros de algas marinas tropicales de México II- Algas pardas. Universidad Nacional Autónoma de México.
- León Á., D., N. A. López G., A. E. Ponce Ma., M. L. Núñez R., C. Candelaria S., A. Cruz. R. y D. Rodríguez V. (2019). Géneros de algas marinas tropicales de México: Algas rojas. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Mateo-Cid, L. E., A. C. Mendoza-González, R. Alvarado-Villanueva, M. R. Ortega-Murillo, J. G. A. Ceballos-Corona, J. D. Sánchez-Heredia e I. Méndez-Guzmán. (2020). Lista actualizada y nuevos registros de las algas rojas (Rhodophyta) del litoral de Michoacán, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 91 (2020): e913353 2 <https://doi.org/10.22201/ib.20078706e.2020.91.3353>
- Norris, J. N. (2017). *Marine algae of the northern Gulf of California II: Rhodophyta*. Smithsonian Institution Scholarly Press.
- Núñez-Vargaz, A., Ceballos-Corona, J. G. A. Mendoza-González, A. C. y Mateo-Cid, L. E. (2008). *Algas marinas macroscópicas, colecta, conservación y determinación de las algas marinas más comunes en la costa de Michoacán. Guía de campo*. Morelia, Mich. México. Facultad de Biología, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo.
- Ortega, M.M. 1984. *Catálogo de Algas Continentales Recientes de México*. México. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Pedraza, A. 2003. Las etapas del proceso de la investigación. En *Nure Investigación*, http://www.nureinvestigacion.es/home_nure.cfm
- Rusell V., A., González H. J., Del Toro A., J. J., y García G., M. (1982). *Manual de Técnicas de Muestreo y Análisis de Plancton y Perifiton*. México. Dirección General de Protección y Ordenación Ecológica, SARH.
- Scagel, F., Bandoni, J., Maze, R., Rouse, E., Schofield, B. y Stein, R. (1987). *El reino vegetal*. Barcelona, España. Omega.
- Schofield, W. B. (1985). *Introduction to Bryology*. México. Ciencias por una educación popular, Universidad Nacional Autónoma de México.

Tamayo y Tamayo, M. (1982). *El Proceso de la Investigación Científica*. Fundamentos de Investigación. México. Limusa.

Tiffany, H.L. y Britton, M.E. (1951). *The algae of Illinois*. New York, U. S. A. Hafner Publ. Co.

Van den Hoek, C., Mann, D. G. y Jahns, H. M. (1995). *ALGAE An to introduction to phycology*. Great Britain. Cambridge. University Press.